

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



**ANÁLISIS DE LA NIDALIDAD DE INFECCIÓN DE LA LEISHMANIASIS.
PARADIGMAS ECO-EPIDEMIOLÓGICOS A DIFERENTES NIVELES
ESPACIALES Y TEMPORALES**

POR

WILFREDO ARQUE CHUNGA

**COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE DOCTOR EN
CIENCIAS CON ACENTUACIÓN EN ENTOMOLOGÍA MÉDICA**

ENERO, 2018

Análisis de la nidalidad de infección de la leishmaniasis. Paradigmas eco-epidemiológicos a diferentes niveles espaciales y temporales

Comité de tesis

Eduardo Rebollar Téllez Ph. D.

Director

Dr. Raúl Torres Zapata

Secretario

Ildefonso Fernández Salas Ph. D.

Vocal I

Dr. Roberto Mercado Hernández

Vocal II

Dr. Feliciano Segovia Salinas

Vocal III

**Análisis de la nidalidad de infección de la leishmaniasis. Paradigmas eco-
epidemiológicos a diferentes niveles espaciales y temporales**

Director

Eduardo Rebollar Téllez Ph. D.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca de estudios, con número de apoyo 321522, otorgado para la realización de este posgrado; a los proyectos de investigación: “Prevalencia de infección en vectores y reservorios de leishmaniasis en focos endémicos de Campeche y Quintana Roo” [CONACyT Salud 2013-01-202670], “Biodiversidad y estructura espacio-temporal de flebotomíneos (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae), en un foco endémico de leishmaniasis en el estado de Quintana Roo” [PAICYT 2011-2012, CN697-11], al Programa de mejora de maestros (PROMEP, ID UANLCA-121) como del Programa de Apoyo a la Investigación Científica y Tecnológica (PAICYT-AUNL, SA 341-10), por el financiamiento en el desarrollo del trabajo de investigación.

Al Dr. Eduardo Rebollar Téllez, por su asesoramiento en el desarrollo de esta investigación.

Al Dr. Ildefonso Fernández Salas, por la invitación y apoyo para realizar este doctorado.

A los miembros del comité de tesis por su orientación, sugerencias y aportaciones para la conclusión de esta tesis.

Al Dr. Sergio Ibáñez Bernal (INECOL-Xalapa) y al Dr. Roberto Fernández Loayza (NAMRU 06, Lima - Perú) por el apoyo invaluable en la identificación y confirmación de los flebotomíneos.

A la Dra. Rosa María Sánchez Casas (CIDICS - AUNL), por su apoyo incondicional en los momentos más decisivos de este doctorado.

Al Dr. Carlos Eduardo Medina de la Garza y Q.B.P. Ulrich Ramón Jiménez Herrera (CIDICS-AUNL), por la inestimable ayuda y detalles admirables en los tiempos oportunos, dignos de ser repetidos.

Al Dr. Pedro Miss Ávila, Dr. Marco Domingo Galera y al Biólogo Guillermo Canul como del personal técnico-profesional del Área de Vectores de Secretaría de

Salud – Quintana Roo, por el apoyo en las coordinaciones en la selección del lugar de estudio en los distintos lugares visitados.

Autoridades y líderes locales de los ejidos de Pedro Antonio Santos y Limones del municipio de Bacalar (Quintana Roo - México), y de especial agradecimiento a los jóvenes/estudiantes y pobladores del centro poblado de Pedro Antonio Santos, por el apoyo invaluable en la colectas de flebotomíneos, quienes se identificaron con el proyecto como parte de ellos.

¡Muchas gracias!

DEDICATORIA

A mi Sra. madre Eufracia Chunga Paco, mi Sr. padre Modesto Arque Bellido;
mis hermanos Washington Arque Chunga, Francisco Arque Apaza y a mi querido hijo
Williams Arnold Borda Paco, mis sobrinas Adriana Ofelia y Valeri Camila.

A mis compañeros y amigos de estudio del Laboratorio de Entomología
Médica de la Facultad de la Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo
León; así como de mis maestros, amigos y compañeros de mi primer centro de estudios
Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco - Facultad de Ciencias Biológicas
(Cusco- Perú).

Al Dr. Philip G. Lawyer, Dr. Richard G. André y al Dr. Roberto Fernández Loayza
amigos y mentores en el estudio de los flebotomíneos.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. ANTECEDENTES	4
2.1. Nidalidad de Pavlovsky.....	4
2.2. Generalidades de leishmaniasis.....	5
2.3. Leishmaniasis, vectores y reservorios en México.	6
2.4. Biología y ecología de flebotomíneos.	8
2.4.1. Ciclo de vida.....	9
2.4.2. Dispersión.....	9
2.5. Taxonomía y clasificación de flebotomíneos.....	10
2.5.1. Cabeza.	10
2.5.2. Tórax y abdomen.....	10
2.5.3. Alas.....	11
2.5.4. En ejemplares machos.....	11
2.5.5. En ejemplares hembras.....	11
2.6. Distribución de flebotomíneos en México.	11
2.7. Precedentes al estudio de la nidalidad de infección de la leishmaniasis a escalas espaciales y temporal.	12
2.7.1. Precedentes al estudio de reservorios en escalas espaciales.	15
III.JUSTIFICACIÓN	17
IV.HIPÓTESIS	18
V. OBJETIVO GENERAL	19
5.1 Objetivos Específicos.....	19
VI.METODOLOGÍA	20
6.1. Área de estudio.....	20

6.2. Diseño de trabajo de campo.	21
6.3. Captura de flebotomíneos.....	23
6.4. Procesamiento e identificación flebotomíneos.....	25
6.5. Captura de roedores en escalas espaciales.	25
6.6. Procesamiento e identificación de roedores capturados.....	26
6.7. Análisis de infección de <i>Leishmania</i> spp. en flebotomíneos y roedores.....	27
6.8. Registro de datos abióticos en escalas espaciales.	29
6.9. Registro de diámetro altura del pecho de árboles (DAP) en escalas espaciales...31	
6.10. Análisis de datos.....	31
6.10.1.Comparación de flebotomíneos por escala espacial.....	31
6.10.2.Diversidad alfa de flebotomíneos en escalas espaciales.....	32
6.10.3.Comparación de los índices de Shannon-Wiener de las escalas espaciales. ...33	
6.10.4.Técnica de Jackknife.	33
6.10.5.Determinación de la distribución espacial de flebotomíneos.	34
6.10.6.Determinación del esfuerzo de captura en escalas espaciales.	35
6.10.7.Análisis de Clúster de flebotomíneos por escala espacial.	35
6.10.8.Análisis para determinar la correlación de variables bióticas y abióticas en escalas espaciales.	35
VII.RESULTADOS.	36
7.1. Composición de flebotomíneos.....	36
7.1.1. Composición de flebotomíneos por escalas espaciales.....	38
7.2. Diversidad alfa de flebotomíneos por escalas espaciales.....	40
7.2.1. Riqueza específica.....	40
7.2.2. Índices de abundancia proporcional y diversidad verdadera (de orden q2). .40	

7.2.3. Comparación entre los índices de Shannon-Wiener de las escalas espaciales.....	41
7.3. Técnica de Jackknife.....	42
7.4. Distribución espacial de flebotomíneos por escalas espaciales.....	42
7.5. Dinámica poblacional de flebotomíneos por escala espacial.....	44
7.6. Esfuerzo de captura por escalas espaciales en términos de riqueza de especies.....	45
7.7. Análisis de clúster.....	49
7.8. Composición de roedores en escalas espaciales.....	49
7.9. Análisis de infección de <i>Leishmania</i> spp. en roedores y flebotomíneos.....	51
7.10.Registro de DAP y Datos abióticos en las tres escalas espaciales.....	52
7.10.1.Diámetro altura del Pecho (DAP), en escalas espaciales.....	52
7.10.2. Registro de datos de temperatura ambiental, temperatura del piso del bosque, punto de rocío, humedad relativa y absoluta en escalas espaciales.....	53
7.10.3.Lecturas de pH del suelo en escalas espacial.....	53
7.11.Análisis de regresión de Poisson de variables bióticas, abióticas asociadas a las poblaciones de flebotomíneos en las escalas espaciales.....	53
7.11.1.Correlación de variables bióticas y abióticas asociadas a <i>Brumptomyia mesai</i> (Sherlock 1962).....	55
7.11.2.Correlación de variables bióticas y abióticas asociadas a <i>Lutzomyia cruciata</i> (Coquillett, 1907).....	56
7.11.3.Correlación variables bióticas y abióticas asociadas a <i>Lutzomyia deleoni</i> (Fairchild & Hertig 1947).....	57
7.11.4.Correlación de variables bióticas y abióticas asociadas a la presencia de <i>Lutzomyia disneyi</i> (Williams, 1987).....	58
7.11.5.Correlación de variables bióticas y abióticas asociadas a la presencia de <i>Lutzomyia shannoni</i> (Dyar, 1929).....	59

VIII.DISCUSIÓN	61
8.1. Composición de flebotomíneos (Phlebotominae)	61
8.2. Diversidad de flebotomíneos por escalas espaciales	61
8.3. Distribución espacial de flebotomíneos por escalas espacial	63
8.4. Dinámica poblacional de flebotomíneos por escala espacial	64
8.5. Esfuerzo de captura por escalas espaciales.	64
8.6. Análisis de clúster por escalas espacial	65
8.7. Roedores en escalas espaciales.	65
8.8. Variables bióticas y abióticas asociadas a las poblaciones de flebotomíneos en las escalas espaciales	67
IX.CONCLUSIONES	69
X. LITERATURA CITADA.....	70

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Números absolutos, índices de abundancia (ISA y SISA) y abundancias relativas de flebotomíneos colectadas en tres escalas espaciales (15 m, 62 m y 125 m), mediante trampas de luz CDC y trampas Shannon; agosto 2013 a julio 2014, en selva mediana del ejido Limones, Bacalar (Quintana Roo – México).....	37
Cuadro 2. Índices de diversidad alfa de flebotomíneos en tres escalas espaciales, agosto 2013 - julio 2014; Ejido Limones, Bacalar, Quintana Roo-México.	41
Cuadro 3. Prueba de Diversidad t para las Escalas Espaciales 15 m, 62 m y 125 m, Agosto 2013 - Julio 2014; Limones - Bacalar, Quintana Roo, México.....	42
Cuadro 4. Precisión de los valores de diversidad de flebotomíneos de las tres escalas espaciales para el índice de Shannon (H'), estimado por la técnica de Jackknife.	42
Cuadro 5. Distribución espacial de flebotomíneos por escala espacial, por la ley de poder de Taylor.	43
Cuadro 6. Ecuación de Clench en Tres Escalas Espaciales, Agosto 2013 - Julio 2014; Limones, Bacalar, Quintana Roo-México.....	48
Cuadro 7. Colecta de roedores en las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m, Agosto 2013 - Julio 2014; Limones, Bacalar, Quintana Roo-México.	50
Cuadro 8. Flebotomíneos analizados para la detección de <i>Leishmania</i> spp. ejido Limones, Bacalar, Quintana Roo-México, Agosto 2013 - Julio 2014.....	522
Cuadro 9. Flebotomíneos asociados a variables bióticas y abióticas en las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m.	¡Error! Marcador no definido.5
Cuadro 10. Variables bióticas y abióticos asociadas a la presencia de <i>Brumptomyia mesai</i>	56
Cuadro 11. Variables bióticas y abióticos asociadas a la presencia de <i>Lutzomyia cruciata</i>	577
Cuadro 12. Variables bióticas y abióticas asociadas a la presencia de <i>Lutzomyia deleoni</i>	58

Cuadro 13. Variables bióticas y abióticas asociadas a la presencia de <i>Lutzomyia disneyi</i>	59
Cuadro 14. Variables bióticas y abióticas asociadas a la presencia de <i>Lutzomyia shannoni</i>	60

ÍNDICE DE FIGURAS



Figura 1. <i>Lutzomyia cruciata</i> (Coquillett, 1907). Adulto; posición de las alas erectas formando un ángulo de 60°.....	8
Figura 2. (A) Estados Unidos Mexicanos y ubicación de la Península de Yucatán (área oscura), (B) Península de Yucatán y ubicación del Estado de Quintana Roo (área oscura), (C) Estado de Quintana Roo, (Estrella de fondo oscuro) Ubicación del área de estudio - ejido Limones - Municipio de Bacalar.....	20
Figura 3. (A) Vista área del área de estudio; (Cuadro amarillo) área de estudio en el ejido Limones de 1 km ² ; (B) lindero del ejido Pedro Antonio Santos y Limones, Municipio de Bacalar - Quintana Roo. Fuente Vista aérea: ©Google, © INEGI, Imagen©2017 Digital Globe.....	21
Figura 4. Diseño de muestreo para la colecta de flebotomíneos en tres escalas espaciales: (TR0, TR1, TR2,...TR9) Transectos del: 0, 1,2, ...8; (Esc. 15 m) Escala espacial 15 m; (Esc. 62 m) Escala espacial 62 m; (Esc. 125 m) Escala espacial 125 m; (1, 2, 3...65) Los números arábigos, representan 65 unidades de captura Esc.15 m; (a, b, c...q) Letras del abecedario en minúscula, representan 17 unidades de captura Esc. 62 m; (A, B, C...I) Letras del abecedario en mayúscula, representan 09 unidades de captura Esc. 125 m; (Figura: ) Representa trampa de luz CDC en diferentes puntos de captura en escalas espaciales; (Figura: ) Representa trampa Shannon en escalas espaciales.	22
Figura 5. Codificación de escala espacial 15 m, (unidad de captura n°50, diferenciada por cinta roja).	23
Figura 6. Codificación de escala espacial 62 m, (unidad de captura n, diferenciada por cinta amarilla.	23
Figura 7. Codificación de escala espacial 125 m, unidad de captura G, diferenciada por cinta celeste.	23
Figura 8. Instalación de trampa de luz CDC en escala espacial 15 m.	24
Figura 9. Instalación de trampa Shannon en escala espacial 15 m.	24

Figura 10. Instalación de trampas Sherman ® en un radio de 5 m. de la instalación de las trampas de luz CDC.....	26
Figura 11. Registro de peso de espécimen mediante la báscula de precisión, resorte tipo Pessola® (modelo 2; Chatillon, Nueva York, EE.UU.).....	27
Figura 12. Registro de datos de longitud de cola, longitud total y longitud de la oreja.	27
Figura 13. Obtención de biopsia de 2 a 3 mm de la pinna auricular.....	28
Figura 14. Obtención de biopsia de 2 a 3 mm de piel (base de la cola).....	28
Figura 15. Muestras de biopsias: pinna auricular, vejiga, corazón, bazo, piel (base de la cola), hígado y ectoparásitos, conservados en viales Eppendorf® de 1.5 ml con alcohol al 70% y improntas de sangre de corazón en papel filtro (Whatman®).	29
Figura 16. Instalación de RHT10 (Extech® Instruments, Humidity / Temperature Datalogger) a una distancia de 2 m. de la trampa de luz CDC.	30
Figura 17. Lectura de temperatura (°C) del suelo por IR 400 (Extech® Instruments, IR Thermometer), en el punto o unidad de captura instalada la trampa de luz CDC.	30
Figura 18. Toma de muestra de suelo de 10 a 20 gr, en el punto de captura, donde fue instalada la trampa de luz CDC.....	30
Figura 19. Lectura de pH de muestras de suelo, por medio de papel tornasol.	30
Figura 20. Dinámica poblacional de flebotomíneos en tres escalas espaciales en un periodo anual Agosto 2013 – Julio 2014, ejido Limones (Bacalar, Quintana Roo).	45
Figura 21. Curva de Clench en la escala espacial 15 m (Sobs=15, R ² =0.96, a/b=15.14, pendiente=0.02), (Línea continua) representa la curva de Clench, (Línea discontinua) representa la curva de especies observadas.....	46
Figura 22. Curvas de Clench en la escala espacial 62 m (Sobs=12, R ² =0.98, a/b=12.30, pendiente=0.01), (Línea continua) representa la curva de Clench, (Línea discontinua) representa la curva de especies observadas observadas.	46

Figura 23. Curvas de Clench en la escala espacial 125 m ($S_{obs}=12$, $R^2=0.98$, $a/b=12.30$, pendiente=0.01), (Línea continua) representa la curva de Clench, (Línea discontinua) representa la curva de especies observadas.....	47
Figura 24. Curvas de Clench para el total de escalas espaciales ($S_{obs}=15$, $R^2=0.95$, $a/b=15.12$, pendiente=0.01), (Línea continua) representa la curva de Clench, (Línea discontinua) representa la curva de especies observadas.	48
Figura 25. Dendrograma generado para el análisis Cluster mediante el método UPGMA para las escalas espaciales 15.62 m, 62.5 m y 125 m.	49
Figura 26. <i>Heteromys gaumeri</i> J. A. Allen y Chapman 1987, ♀.....	50
Figura 27. <i>Ototylomys phyllotis</i> Merriam, 1901; ♀.....	50
Figura 28. <i>Peromyscus yucatanicus</i> J. A. Allen y Chapman, 1897; ♀.....	51
Figura 29. Amplificación del DNA de <i>Leishmania</i> spp. (L.MC-1S / L.MC-1R); (Carril 3 y 4) muestras positivas; (Muestra 201 y 203) corresponden a <i>Lutzomyia ovallesi</i> , códigos de colecta: QRW-201, QRW- 203.....	52

LISTA DE SÍMBOLOS Y ABREVIATURAS

<u>Siglas</u>	<u>Significado</u>
AW1	Clima cálido sub húmedo (Clasificación de Köppen)
CDC	Centro para el Control de Enfermedades (Center for Disease Control).
Esc.	Escala especial (15 m, 62 m y 125 m).
ISA	Índice de Abundancia de Especies.
INEGI	Instituto Nacional de Estadística y Geografía.
IR 400	Extech® Instruments, IR Thermometer.
<i>L.</i>	<i>Lutzomyia</i> .
LCL	Leishmaniasis Cutánea Localizada.
LCD	Leishmaniasis Cutánea Difusa.
<i>Le.</i>	<i>Leishmania</i> .
SISA	Índice Estandarizado de Abundancia de Especies.
PCR	Reacción en cadena de la polimerasa (Polymerase Chain Reaction).
Q. Roo	Estado de Quintana Roo-México.
RHT10	Extech® Instruments, Humidity/Temperature Datalogger.

RESUMEN

El registro sistemático en escalas espaciales y temporal de factores abióticos (temperatura ambiente, temperatura del suelo, humedad relativa y absoluta, punto de rocío y pH), colecta de flebotomíneos por trampas de luz CDC, realización de cebo humana por trampas Shannon, colecta de roedores por trampas Sherman; para el aislamiento de parásitos de flebotomíneos y/o de los reservorios para la detección de la *Leishmania* spp. y registro del diámetro altura del pecho de árboles (DAP), permitirán conocer como interviene las determinantes bióticas y abióticas en ciclos zoonóticos en áreas endémicas de infección. El muestreo se realizó en una selva mediana del ejido Limones del municipio de Bacalar (Quintana Roo), de agosto 2013 a julio 2014. El muestreo se llevó a cabo en un km² cuadrado de nueve transectos subdivididos en escalas espaciales de 15 m (con 65 sitios o puntos de captura), 62 m (con 17 sitios de captura) y 125 m (con 9 sitios de captura). El muestreo se realizó por tres noches consecutivas por mes, los puntos o lugares de captura de cada escala espacial fueron seleccionados al azar. Se instalaron cuatro trampas de luz CDC y una trampa Shannon por cada escala espacial. Se registraron datos bióticos y abióticos como temperatura ambiente, temperatura del suelo, humedad relativa y absoluta, punto de rocío, pH y DAP. Con un esfuerzo de captura 540 trampas-noche se capturó un total de 10996 flebotomíneos comprendidos en dos géneros y 15 especies para la escala espacial 15 m, 12 especies para la escala 62 m y 13 especies para la escala espacial 125 m. La escala espacial 62 m fue de mayor dominancia ($D=0.27$) y de mayor abundancia relativa (42.44%). Adicionalmente, se colectaron 18 roedores de tres especies *Heteromys gaumeri*, *Ototylomys phyllotis* y *Peromyscus yucatanicus* con mayor abundancia en la escala espacial 125 m (50%). Las variables bióticas y abióticas en las escalas espaciales no fueron determinantes para influir en el establecimiento de nidos de infección de leishmaniasis en flebotomíneos o roedores. Se concluye que no se presentó una heterogeneidad de las variables bióticas y abióticas a escalas espaciales de 15 m, 62 m y 125 m en el área de estudio; por lo que no se encontró diferencia de colecta de flebotomíneos por escala espacial; sin embargo en términos de diversidad, la riqueza específica y abundancia de flebotomíneos y roedores por escala espacial fueron

diferente; por lo que, el establecimiento de nidos de leishmaniasis presenta interrelaciones aún más complejas en su ecosistema, siendo necesario ahondar del conocimiento de los otros posibles parámetros que establezcan y/o mantengan nidos de leishmaniasis.

ABSTRACT

Systematic recording at spatial and temporal scales of abiotic factors (ambient temperature, soil temperature, relative and absolute humidity, dew point and pH), collection of Phlebotomine sand flies by light traps CDC, realization of human bait by Shannon traps, collection of rodents by Sherman traps; for the isolation of Phlebotomine sand fly parasites and / or reservoirs for the detection of *Leishmania* spp. and record of the diameter of the breast height of DAP trees will allow knowing how the biotic and abiotic determinants intervene in zoonotic cycles in endemic areas of infection. The sampling was carried out in a medium forest of the Limones ejido in the municipality of Bacalar (Quintana Roo), from August 2013 to July 2014. The sampling was carried out in one square km² of nine transects subdivided into spatial scales of 15 m (with 65 places or points of capture), 62 m (with 17 places or points of capture) and 125 m (with 9 places or points of capture). The sampling was done for three consecutive nights per month, the points or places of the capture of each spatial scale were selected at random. Four CDC light traps and one Shannon trap were installed for each spatial scale. Biotic and abiotic data were recorded such as ambient temperature, soil temperature, relative and absolute humidity, dew point and pH. With a catch effort of 540 night traps, a total of 10,996 Phlebotomine sand flies were captured in two genera and 15 species for the spatial scale 15 m, 12 species for the 62 m scale and 13 species for the 125 m spatial scale. The spatial scale 62 m was of greater dominance ($D = 0.27$) and of greater relative abundance (42.44%). In addition, 18 rodents of three species, *Heteromys gaumeri*, *Ototylomys phyllotis* and *Peromyscus yucatanicus*, were collected with greater abundance on the 125m (50%) spatial scale. The biotic and abiotic variables in the spatial scales were not determinant to influence the establishment of nests of leishmaniasis infection in sand flies or rodents. It was concluded that there was no heterogeneity of the biotic and abiotic variables at spatial scales of 15 m, 62 m and 125 m in the study area; therefore no difference in Phlebotomine sand flies collection was found by spatial scale; however, in terms of diversity, the specific richness and abundance of Phlebotomine sand flies and rodents by spatial scale were different; therefore, the establishment of nests of leishmaniasis presents even more complex

interrelations in its ecosystem, being necessary to deepen the knowledge of the other possible parameters that establish and/or maintain nests of leishmaniasis.

I. INTRODUCCIÓN

Las leishmaniasis es una zoonosis causada por la picadura de hembras de flebotomíneos del género *Lutzomyia* para el nuevo mundo y *Phlebotomus* para el viejo mundo; el parásito causante es *Leishmania* Ross (Kinetoplastida: Trypanosomatidae) que comprende unas 20 especies que infectan una gran variedad de hospederos y flebotomíneos (Akhoundi et al. 2016). La Organización Mundial de la Salud (WHO 2015) menciona que las leishmaniasis son endémicas en 98 países con más de 350 millones de personas en riesgo de transmisión; su presencia se ha registrado desde el sur de los Estados Unidos hasta el norte de Argentina, con excepción de las islas del Caribe y Uruguay.

En México, la enfermedad de las leishmaniasis está presente en 22 de los 32 estados (Sánchez-Tejeda et al. 2001); siendo los estados del sureste como: Campeche, Tabasco y Quintana Roo (Q. Roo) los estados que presentan una alta prevalencia de la leishmaniasis cutánea localizada (LCL) (Velasco-Castrejón 1987; Jheman-Zetina 2008) o “ulcera del chiclero” (Seidelin 1912). La leishmaniasis en México se encuentra presente en cuatro formas clínicas: cutánea localizada, cutánea difusa, mucocutánea y visceral (LV). La forma clínica más frecuente es la leishmaniasis cutánea (LMC), que puede ser localizada (LCD), pseudodifusa y difusa (LCD), aunque la forma clínica de mayor prevalencia es la cutánea localizada (Velasco-Castrejón. 1987). La transmisión a humanos ocurre generalmente en zonas selváticas con actividad antrópica (Rebollar-Téllez et al. 1996a), modificando los hábitos de alimentación sanguínea de flebotomíneos (Rocha et al. 2013), estos cambios originan nuevas asociaciones entre la naturaleza y el humano, creando nuevos nidos de enfermedades Azevedo et al. (2002).

Se ha documentado que la mayor abundancia de vectores y reservorios infectados por *Le. mexicana*, se da en meses menos cálidos del año noviembre a marzo (Andrade-Narváez et al., 2003); mientras que los reservorios vertebrados de la enfermedad son roedores pequeños, y hasta ahora se han incriminado como reservorios primarios a tres especies *Peromyscus yucatanicus* y *Ototylomys phyllotis* y *Heteromys gaumeri* para el

sur de México (Chable-Santos et al. 1995; Canto-Lara et al. 1999; Van Wylsberghe et al, 2000, 2009).

Por otra parte, estudios ecológicos con vectores mencionan que los factores bióticos y abióticos afectan la manera en que los flebotomíneos se distribuyen localmente a escalas inferiores por ejemplo, la condiciones de la vegetación modifican la distribución espacial, Azevedo et al. (2002) reportaron una mayor riqueza y abundancia de especies de flebotomíneos en las selvas conservadas en comparación con los sitios con vegetación perturbada. En México, se ha estudiado la diversidad de insectos flebotomíneos en el estado de Quintana Roo y se compararon las abundancias, la composición de especies y la riqueza específica de colectas realizadas en parches con vegetación conservada versus parches de vegetación perturbada, en la que no se encontró diferencias significativas (May-Uc et al. 2011).

En esta década se ha visto la emergencia de ciertos agentes patógenos las cuales deben su origen a alteraciones ecológicas de un hábitat en particular y que la intrincada red de interacciones entre especies de organismos que coexisten, pueden desencadenar epizootias y epidemias de enfermedades, o como consecuencia de alteraciones globales como el cambio climático (Lindsay & Virrey 1996; Kovats et al. 2001; Reiter 2001; Molyneux 2003) o bien por eventos locales y regionales como la fragmentación de hábitats por deforestación y urbanización, lo que lleva a la necesidad de conocer o prever nuevas estrategias con enfoque eco-epidemiológico.

Estudios de incriminación de vectores a nivel mundial, a menudo reportan las tasas de infección del parásito en diferentes especies de flebotomíneos, aunque rara vez se reporta si las colectas fueron realizadas en puntos específicos o si bien, los datos representan un promedio de infección general. Es importante entender cómo se da el mecanismo de transmisión del parásito entre los hospederos vertebrados (incluyendo a los humanos). Se presume con cierta lógica que los factores que establecen el origen y mantenimiento de infecciones por el parásito *Leishmania* spp. en las diferentes zonas endémicas, se debe a la interacción entre las variables abióticas y bióticas.

La teoría de la nididad para las enfermedades infecciosas fue postulada por Pavlovsky (1939), y en esencia dice que la prevalencia de infección se debe a los

condiciones de un micro-ambiente y que la ocurrencia de estos nidos de infección ocurre en un ambiente con ciertas heterogeneidades. En otras palabras, lo que supone la teoría de la nididad, es que la transmisión de un agente patógeno no ocurre de igual manera en una unidad geográfica y por lo tanto existen puntos muy específicos que favorecen la aparición y el mantenimiento de una zoonosis. La presente tesis está enfocada a poder analizar las determinantes ecológicas y ambientales que puedan ser analizadas para comprender la transmisión de la leishmaniasis, para lo cual se evaluaron factores abióticos y bióticos a tres diferentes escalas espaciales y una temporal.

II. ANTECEDENTES

2.1. Nidalidad de Pavlovsky.

La nidalidad fue definida en 1939 por E. N. Pavlovsky, donde menciona que una enfermedad presenta un hábitat natural propio (nido de una enfermedad) presentándose bajo condiciones especificadas de clima, vegetación, suelo y de condiciones favorables (micro-climas) en el que los patógenos, vectores y los reservorios están asociados a una biocenosis, característico para un paisaje geografía definido. Definición realizado sobre la base de estudios epidemiológicos como encefalitis y tifus; indicando que los patógenos de las enfermedades pueden ser componentes naturales de los ecosistemas, anidando en la naturaleza independientemente de los seres humanos, circulando entre artrópodos y especies de vertebrados selváticos; y adquirida por el hombre (zooantroponosis de Pavlovsky o zoonosis) cuando ocupa o invade una determinada área de infección (biocenosis) (Karman 1967; Balashov 2010).

Para 1964 el concepto biológico básico se conoció como nidalidad natural de las enfermedades humanas y estas estuvieron fundamentadas en datos ecológicos, parasitológicos, zoológicos y microbiológicos durante el desarrollo en los años 70; posteriormente estos postulados fueron olvidados por los cambios significativos y descubrimiento de nuevas focos de infecciones, estudios más detallado de la distribución geográfica y su clasificación (por ejemplo tifus, peste, tularemia, encefalitis y otras enfermedades peligrosas) encontrando que la nidalidad natural fue típica no solo de una transmisión zoonótica obligatoria, sino que también de una infección transmisible facultativa (peste y tularemia) que también pueden propagarse en forma no transmisible Balashov (2010).

Balashov (2010) indica que el desarrollo de la ecología principalmente de los conceptos de ecosistemas y poblaciones, han mejorado el concepto de la nidalidad natural de las enfermedades; como componente de un ecosistema más complejo, viabilizado por interacciones multilaterales entre poblaciones de vectores, patógenos y vertebrados con sus reacciones propias a un ambiente.

2.2. Generalidades de leishmaniasis.

Las leishmaniasis es un grupo de enfermedades que son causadas por protozoarios del género *Leishmania* Ross, 1903 (Kinetoplastida: Trypanosomatidae), se transmiten generalmente por la picadura de dípteros hematófagos del género *Lutzomyia* en el Nuevo Mundo y *Phlebotomus* en el Viejo Mundo (Young y Arias, 1992; Killick-Kendrick, 1999). Se conocen al menos 53 especies de *Leishmania*, de los cuales 20 especies causan las principales formas clínicas al hombre: cutánea localizada, cutánea difusa, mucocutánea y visceral (Akhoundi et al. 2016); formas clínicas presentes en 98 países de Centroamérica, Sudamérica, África, Asia y el Mediterráneo. En América se encuentra desde el sur de los Estados Unidos hasta el norte de Argentina, con excepción de las islas del Caribe, Canadá y Uruguay (Alvar et al. 2012, WHO 2015). Siendo la cutánea difusa y cutánea localizada las formas clínicas más frecuentes; esta última con mayor presencia en Afghanistan, Algeria, Colombia, Brasil, Irán, Syria, Ethiopia, North Sudan, Costa Rica y Perú con el 70 al 75% de incidencia global (Akhoundi et al. 2016).

El género *Leishmania* se divide en dos subgéneros *Viannia* y *Leishmania* de acuerdo con el sitio de desarrollo en el intestino del flebotomíneo. El subgénero *Viannia* se desarrolla desde el proctodeo y migra al estomodeo del flebotomíneo (desarrollo peripilario); en cambio *Leishmania* se desarrolla en el mesenterón para luego migrar hacia las partes bucales (desarrollo suprapilario) (Handman 1999).

Según la Organización Panamericana de la Salud (OPS), las leishmaniasis es catalogada como una enfermedad olvidada y afecta en su mayoría a países en vías de desarrollo; es así, que en las Américas la leishmaniasis cutánea y mucosa para el período del 2001 al 2013 fueron registrados 743.970 casos con un promedio anual de 57.228 casos (WHO 2015), y como patrón principal de transmisión se presenta en ambientes selváticos, donde el ser humano entra en el hábitat natural del vector por diversas razones (actividades laborales, turismo o recreación). En algunas áreas específicas de las Américas la transmisión ocurre en ambientes peri-domiciliarios e intra-domiciliarios, debido a que el vector se ha adaptado a estos ambientes. Ostfeld y Keesing (2000) indicaron que las leishmaniasis son zoonosis transmitidas principalmente en lugares específicos de un área geográfica de condiciones ambientales

adecuadas; de igual importancia Gramiccia y Gradoni (2005) mencionan que las leishmaniasis son enfermedades dinámicas y las circunstancias de la transmisión se deben a los cambios continuos en relación con el medio ambiente (cambios antropogenicos).

2.3. Leishmaniasis, vectores y reservorios en México.

La leishmaniasis en México fue descrita por primera vez en 1912 por Harald Seidelin (Seidelin 1912) en el estado de Yucatán y lo consideró morfológicamente indistinguible de *Leishmania tropica* Wrigth especie del Viejo Mundo. Años después, Biagi (1953) notó que la “ulcera de los chicleros” es similar a la leishmaniasis cutánea causada por la *Leishmania trópica* que por la *Leishmania (Viannia) braziliensis* Vianna, por lo que se le considero como subespecie y lo nombró *Leishmania tropica mexicana*. Posteriormente Adler (1963) por estudios serológicos diferenció a *Leishmania mexicana* de *Leishmania trópica* y *Leishmania braziliensis*, posteriormente Garnhman (1962) y Laison y Shaw (1972) la denominaron como *Leishmania mexicana mexicana* Biagi; posteriormente Grimaldi et al. (1978) lo confirma por estudios de anticuerpos monoclonales.

El primer caso de leishmaniasis cutánea causado por *Leishmania braziliensis* se presentó en el estado de Oaxaca (Velasco-Castrejón et al. 1989), seguido de más casos para el estado de Nayarit (Sánchez-Tejada et al. 2001) y en la Península de Yucatán (Pérez-Mutul et al. 1994; Canto-Lara et al. 1998; Hernández-Montez et al. 1998; Hernández-Rivera et al. 2015). Respecto a la leishmania visceral el primer registro data para el estado de Guerrero por Baez-Villaseñor et al. (1952), causado por *Leishmania infantum* Nicolle (= *Leishmania chagasi* Cunha & Chagas) (Dantas-Torres 2006), desde entonces se reportan nuevos casos (Monroy-Ostria et al. 2000; Romano-Mazzoti et al, 2004; Gonzáles-Saldaña et al, 2008; Rosete-Ortíz et al, 2011; Pastor-Santiago et al, 2012).

Las leishmaniasis en México se presenta en las cuatro formas clínicas, siendo la leishmaniasis cutánea localizada o “ulcera del chiclero” la más común en el sur de México (Seiledin 1912; Biagi 1953; Biagi et al. 1965; Velasco et al. 1989; Andrade-Narváez et al. 1990, 2001, 2003; Sosa-Ávila et al. 2014); la enfermedad es considerado como problema de salud pública, presente en al menos 22 de los 32 estados (Sánchez-

Tejeda et al. 2001), con tres zonas endémicas; la zona norte con los estados de Coahuila, Tamaulipas y Nuevo León (Velasco-Castrejón et al. 1989; Sosa-Ávila et al. 2014), la zona centro por San Luis Potosí, Puebla, Hidalgo, Guerrero, Morelos, Oaxaca y Michoacán y la parte sur por los estados de Veracruz, Nayarit, Oaxaca, Chiapas, Tabasco, Yucatán, Campeche y Quintana Roo. Este último estado con el mayor número de casos de leishmaniasis por año (Velasco-Castrejón 1987; Jheman-Zetina 2008; Sosa-Ávila et al. 2014; SESA 2016), solo entre 1990 al 2016 se presentó 4200 casos, siendo uno de los estados más afectados. Sin embargo existen casos que no son notificados por falta de diagnósticos oportunos o por diferentes razones como: i) la inexistencia de un programa epidemiológico de vigilancia activa, ii) la dificultad de acceso a los servicios de salud y iii) la falta de conocimiento de la enfermedad entre la población (SESA 2008).

Se tiene cuatro especies de flebotomíneos incriminados como vectores de *Leishmania* (L.) *mexicana* entre ellos se tiene: *Lutzomyia olmeca olmeca* (Vargas & Díaz-Nájera) (Biagi et al. 1965), *Lutzomyia cruciata*, *Lutzomyia shannoni* y *Lutzomyia panamensis* (Shannon) (Rebollar-Téllez et al. 1996; Cruz-Ruiz et al. 1994; Canto-Lara et al. 2007; Sánchez-García et al. 2010; Pech-May et al. 2010, 2016). Entre otras especies que puedan estar cumpliendo un rol en la transmisión de *Leishmania* (V.) *brasiliensis* se tiene a *L. ovallesi* (Rebollar-Téllez et al. 1996b, 2005); para *Leishmania infantum* a *L. longipalpis* y *L. evansi* (Ibáñez-Bernal et al. 2004; Rosete - Ortiz et al. 2011) y para *Leishmania* (L.) *mexicana* se tiene a *L. diabólica*, *L. anthophora* (Addis), *L. gomesi* y *L. ylephitor* (Fairchild & Hertig) (González et al. 2011) especies que tienen actividad y/o presencia en zonas endémicas de leishmaniasis, pero aún se desconoce el rol como vectores en México.

Finalmente se tiene tres especies de roedores que se encontraron naturalmente infectados con *Leishmania* (L.) *mexicana*, siendo los reservorios primarios para el sur de México: *Ototylomys phyllotis* Merriam, *Peromyscus yucatanicus* Allen & Chapman y *Heteromys gaumeri* Allen & Chapman, (Chablé- Santos et al. 1995; Canto-Lara et al. 1999; Van Wynsberghe et al. 2000, 2009; Sosa 2004).

2.4. Biología y ecología de flebotomíneos.

Los flebotomíneos (Díptera: Psychodidae: Phlebotominae) son pequeños insectos de aproximadamente unos 1.5 a 2.5 mm de longitud aproximadamente dependiendo de la especie, presentan patas largas y delgadas. En su mayoría el cuerpo se encuentra cubierta de sedas espatuladas, las alas se mantienen en una posición erecta formando una “V” con un ángulo de 60° con respecto al cuerpo (Lane, 1993) (Fig.1).



Fig. 1. *Lutzomyia cruciata* (Coquillett, 1907). Adulto; posición de las alas erectas formando un ángulo de 60°.

Los flebotomíneos frecuentan lugares oscuros como cuevas, huecos de árboles, madrigueras, matorrales, etc., machos y hembras suelen alimentarse de néctares como fuente de carbohidratos y energía, siendo las hembras además hematófagas pudiendo alimentarse de varios órdenes de vertebrados, principalmente mamíferos (Young y Arias 1991; Killick-Kendrick 1999; Alexander 2000; Alvar 2001).

Los flebotomíneos machos y hembras son fácilmente distinguibles, por los genitales externos, en los machos son grande y evidentes: los adultos presentan ojos redondeados con un par de antenas largas sobrepasando el cuerpo, las antenas están constituidas por el escapo, el pedicelo y el flagelo multiarticulado, este último con 14 flagelómeros con sensilas membranosas de pared delgada (ascoides). Poseen un palpo maxilar con tres, cuatro o cinco segmentos, el antepenúltimo con foseta sensorial llamada órgano de Newstead. En las hembras, destaca la presencia completa o incompleta del arco cibarial esclerotizado (Young y Duncan, 1994; Ibáñez-Bernal 2000a y 2000b) de importancia en la identificación. En el tórax se insertan un par de alas y un par de halterios, las alas están cubiertas por escamas o microtriquias, carecen de venas

transversales y presentan venas longitudinales esclerosadas en sus bases, el abdomen consta de diez segmentos y los tres últimos son modificados para formar la genitalia.

Por otro lado, los flebotomíneos son también vectores de virus del género *Phlebovirus*, *Vesiculovirus*, *Orbivirus*, y bacterias como la *Bartonella bacilliformis* conocida también como la enfermedad de Carrión, enfermedad que generalmente se presenta en la cordillera Andina de Colombia, Ecuador y Perú a altitudes mayores de los 1000 msnm (Hertig 1942; Young & Duncan 1994).

2.4.1. Ciclo de vida.

El ciclo de vida de los flebotomíneos depende de las características propias de las especies y de las condicionantes ambientales, con un ciclo de vida relativa de 30 - 45 días en condiciones óptimas, presentan una metamorfosis completa u holometábola. Después de haberse alimentado de sangre las hembras depositan de 40-70 huevos en suelos húmedos y ricos en detritus orgánicos, el tiempo de incubación es de 6-17 días. El desarrollo de los cuatro estadios larvales es de aproximadamente de 20 días pero puede prolongarse hasta meses (diapausa) dependiendo de la temperatura; la fase de pupa presenta un período de 7-12 días, en donde los machos adultos utilizan este tiempo para rotar su genitalia (180°). Posteriormente en la fase de adultos, los machos son los primeros en emerger seguidos de las hembras. En las primeras 24 horas, se realiza el apareamiento atrayéndose mutuamente por las feromonas y la diferencia de frecuencias en el batir de las alas durante la pre-copula (Alexander 2000; Ibáñez-Bernal 2000a; Alvar 2001).

2.4.2. Dispersión.

El conocimiento de la dispersión de los flebotomíneos se basa de los diferentes estudios realizados con especies en el Nuevo Mundo como Chaniotis et al. (1974), quien logra recuperar flebotomíneos marcados a una distancia máxima de 200 m del punto de liberación luego de 24 horas de ser liberados; de igual forma Morrison et al. (1993) lograron recapturar a una distancia de 960 m luego de dos días de liberado; Alexander (1987) y Alexander y Young (1992) del estudio para cuatro especies reportaron que la distancia de dispersión de *L. shannoni* fue de 157 m para machos y de 32 m para hembras; para *L. serrana* fue de 132 m, para *L. gomezi* fue de 140 m para machos y de

960 m para hembra y para *L. ovallesi* fue de 12 m. Channiotis et al. (1974) y Alexander (1987) mencionan que la disponibilidad de fuentes de alimentación en ambientes de selva los flebotomíneos no llegan a tener una dispersión amplia, siendo especies de hábitos sedentarios debido a la disponibilidad de los recursos necesarios para su desarrollo.

2.5. Taxonomía y clasificación de flebotomíneos.

Según la clasificación de Lewis et al. (1977) la familia Psychodidae presenta varias subfamilias dentro de las cuales se tiene la subfamilia Phlebotominae con cinco géneros: *Lutzomyia* França, *Brumptomyia* França & Parrot, *Warileya* Hertig para el Nuevo Mundo y *Phlebotomus* Rondani & Bert, *Sergentomyia* França & Parrot para el Viejo mundo, posteriormente a estos géneros se incrementó *Chinius* Leng (Leng 1987).

Se tiene otra propuesta de clasificación basada en el sistema filogenético (Galati 1995, 2003, 2016), en el cual reorganiza toda la subfamilia Phlebotominae dentro de dos tribus Hertigiini y Phlebotomini. Si bien la taxonomía ha mostrado cambios en sus diferentes propuestas en el presente trabajo usaremos el nombre de *Lutzomyia* (*sensu stricto*) en un sentido más conservador; para la identificación de los flebotomíneos se tendrá consideración al menos los siguientes aspectos:

2.5.1. Cabeza.

La presencia de la sutura interocular que puede ser completa e incompleta, en las antenas se considera la longitud del flagelómero respecto a la longitud de la proboscis; también se debe tener consideración en la presencia de espinas (geniculares o ascoides) sus formas y tamaños. En los palpos se considera la disposición de la fórmula palpal y la presencias de estructuras sensoriales (espinas sensoriales o escamas de newstead) (Young y Duncan 1994; Ibáñez-Bernal 2000a).

2.5.2. Tórax y abdomen.

En el Tórax se debe considerar la coloración de los segmentos que lo conforman al igual que la presencia de mechones de sedas episternales; en el abdomen se debe tener en cuenta la coloración de los esternitos, siendo al igual que el tórax características que define a algunas especies (Young y Duncan 1994; Ibáñez-Bernal 2000a).

2.5.3. Alas.

En esta estructura se debe tener en consideración la longitud del ala y el ancho, la venación alar con sus secciones: alfa, beta, gamma, delta y pi los más utilizados en la identificación; algunos autores además consideran las venas épsilon y theta con sus respectivos parámetros para cada especie (Young y Duncan 1994; Ibáñez-Bernal 2000a).

2.5.4. En ejemplares machos.

Se debe considerar la bomba genital en su forma y tamaño; longitud y forma de los filamentos genitales, en el gonocoxito la presencia de setas sean dispersas o formando mechones (tufos) implantados directamente o en pequeñas protuberancias o simplemente sin cerdas. El gonostilo, que puede ser simple o bifurcado, con espinas fuertes simples en número y disposición variable, con o sin cerdas espiniformes; en los parámetros se debe considerar el tamaño y forma; finalmente los lóbulos laterales se consideran su forma, las ornamentaciones en su parte media o terminal, longitud y ancho (Young y Duncan 1994; Ibáñez-Bernal 2000a).

2.5.5. En ejemplares hembras.

El cibario, se debe de considera la presencia y tamaño del arco quitinoso, forma y tamaño del área pigmentada, la forma y el número de dientes verticales y horizontales y la faringe con sus dientes posteriores. En las espermatecas, la forma de la cabeza y cuerpo, longitud de los ductos individuales y del ducto común (con o sin estrías) (Young y Duncan 1994, Ibáñez-Bernal 2000a).

2.6. Distribución de flebotomíneos en México.

Los flebotomíneos en América se presentan desde el sur de Estados Unidos de América hasta el norte de Argentina, siendo su distribución extensa con características propias de hábitat de cada especie y diversidad; solo para la región neo tropical se tiene 530 especies de flebotomíneos y en su mayoría del género *Lutzomyia* con 400 especies (Young y Duncan 1994; Galati 1995, 2003, 2016, Vignes-Lebbe y Gallut 2016).

Los diferentes trabajos realizados en México se reportan desde estudios realizados por Galliard (1934a y 1934b), desde entonces el registro de especies de flebotomíneos y distribución fueron incrementándose (Vargas y Díaz-Nájera 1953a, 1953b; Ibáñez-Bernal et al. 2015).

A la fecha en México se han registrado 51 especies de flebotomíneos, de los cuales 49 especies son presentes y 2 son fósiles; siendo aún estos registros pre-liminares de la verdadera diversidad, quedando aun por registrar en muchas áreas. La Península de Yucatán registró un total de 32 especies, mientras solo el estado de Quintana Roo representó más del 70% de especies para la península (23 especies) (Vargas y Díaz-Nájera 1953a, 1953b; Ibáñez-Bernal et al. 2000b, 2004, 2006, 2010, 2011, 2013, 2015; Rebollar-Téllez et al. 2004; May - Uc et al. 2011)

2.7. Precedentes al estudio de la nididad de infección de la leishmaniasis a escalas espaciales y temporal.

La poca información respecto al estudio de nidos de infección de la leishmaniasis a escalas espaciales en las selvas tropicales del sureste de México es exigua, siendo este estudio uno de los primeros intentos en analizar los diferentes factores (bióticos y abióticos) o variables que estén inter-relacionados; por ende se consideró antecedentes de otras regiones los cuales no necesariamente comparten la fauna de flebotomíneos con el sureste de México, sin embargo proveen nociones de como los factores bióticos y abióticos a escalas espaciales pueden ser o no condicionantes para la presencia de una determinada población(es) de flebotomíneos y presencia o establecimiento de nidos de leishmaniasis.

Los primeros intentos de estudios en escalas espaciales fueron realizados por Bowman et al. (2000) en pequeños roedores en el que se determinó: si existía variabilidad y abundancia a escalas espaciales, si factores bióticos, depredación, competencia o la selección ideal de hábitat por los organismos establecen la presencia a determinadas escalas espaciales.

Entre los antecedentes al estudio de nidos de leishmaniasis y flebotomíneos a escalas espaciales se tiene, lo realizado por Quintana et al. (2012) en Argentina (micro-escala, meso-escala y macro-escala) en el que encontró que a escalas focales o micro-escalas factores como: vegetación-cultivo, sitios de reposo diurno, fuentes de alimentación y factores ambientales contribuyen a la presencia de una micro-heterogeneidad de hábitat y una distribución micro-heterogénea de flebotomíneos, en el que observó: mayor abundancia de *L. neivai* en áreas de vegetación primaria-

cultivos, incrementando del contacto humano-vector, mayor presencia de fuentes alimentación y refugio lo que determino la distribución heterogénea de vectores en espacios reducidos.

Por otra parte Morris et al. (1987) indicó que un micro-hábitats (espacios reducidos o escala pequeña) está determinado o caracterizado por las variables físicas y químicas, que influyen en la ubicación de un individuo dentro de un macro-hábitats; Feitosa y Castellon (2006) de estudios en Brasil indicó que factores geográficos, meteorológicos y micro-climáticas de una determinada área (de hasta regiones o escalas reducidas) influyen en la composición de las especies de una poblaciones de flebotomíneos; así mismo, Ferro et al. (2011) mencionaron que las condiciones micro-climáticas específicas de espacios o escalas reducidas son factores que están involucradas en la transmisión de la leishmaniasis, y estos factores definen los patrones temporales de abundancia cíclica de los vectores y los intervalos de transmisión específicos; lo que fue observado por Lambin et al. (2010) y Salomón et al. (2012), que la interacción de factores bióticos en escalas de un medio epidemiológico heterogéneo, influyen en la dinámica de los patrones epidemiológicos de transmisión de patógenos.

Jhonson et al. (1999), Forattini (1973), Rutledge et al. (1975), Souza et al. (2004), Guernaoui et al. (2006), Costa et al. (2013) y Gaglio et al. (2014) observaron que variables climáticas o factores como temperatura, humedad, luz, altitud y lluvias de una determinada área o a escalas espaciales influyen marcadas variaciones intra-anales o temporales de abundancia (dinámica poblacional), distribución espacial y actividad de flebotomíneos; lo que a su vez hacen que las especies de flebotomíneos sean propias en cada región; la precipitación pluvial y la frecuencia de las lluvias de algunas regiones en determinados meses (temporada de lluvias), hacen que las densidades de la poblaciones de flebotomíneos sean altas, así como lo reportó Gomes et al. (1987) en Brasil, Salomón et al. (2003) en Paraguay y Salomón et al. (2002 y 2004) en Argentina, observando una correlación positiva entre la frecuencia y precipitación con la actividad de flebotomíneos (Arias et al. 1982; Ximenes et al. 2007; Silva et al. 2007; Jeraldo et al. 2012). Estas variaciones leves de temperatura y/o humedad en determinados tiempos influyen en la actividad e incremento en la abundancia de flebotomíneos como lo

registró Pérez et al. (2014) en poblaciones de *L. cruciata*, *L. texana* y *L. ovallesi*. Estas variaciones leves de los factores climáticos afectan el micro-hábitat de los flebotomíneos lo suficiente para alterar la dinámica poblacional (Días et al. 2007), siendo así, que los flebotomíneos son sensibles a la desecación.

En cambio Missawa et al. (2007) en Brasil, observó que variables como temperatura, humedad relativa y precipitación no presentan correlación con la densidad de flebotomíneos (*L. longipalpis*), concluyendo que los aspectos ecológicos del medio ambiente contribuyen en la ocurrencia de los flebotomíneos y en la transmisión de la leishmaniasis visceral; de igual importancia Souza et al. (2004) y Días et al. (2007) en Brasil, no encontraron correlación alguna además de las variables de temperatura, humedad con la velocidad del viento, como lo observó Condino et al. (1998). Igualmente Ostfeld et al. (2004) registró que la abundancia y actividad de *L. vexator* no fue influenciada por variaciones locales de temperatura y humedad ni a una escala espacial mayor de varios kilómetros, pero de mayor éxito de colecta en áreas con topografía de pendientes considerables. Por otro lado Falcão de Oliveira et al. (2012) no encontró asociación significativa entre la frecuencias absolutas de los flebotomíneos con las variables clima y vegetación, incluyendo la complejidad y heterogeneidad de hábitat.

De igual importancia Azevedo et al. (2002), Sauza-Pinto et al. (2010), Traviezo-Valles et al. (2012), Rodríguez-Ramos et al. (2014) y Franck-Thies et al. (2016) observaron que las modificaciones del medio por actividades antrópicas influyen considerablemente el aspecto ecológico de los flebotomíneos como: dinámica poblacional, mayor actividad de ciertas especies, accesibilidad a fuentes de alimentación, lugares de crianza y como consecuencia incremento en la transmisión de leishmaniasis y establecimiento de nuevas áreas. Las diferencias ecológicas y vegetativas de un medio son factores determinantes que influyen en la presencia y/o actividad de ciertas especies, abundancia poblacional y composición de especies de flebotomíneos, condicionadas por la geografía, meteorología y micro-climáticas presentes en un área (Valderrama et al. 2008).

Así mismo Falcão de Oliveira et al. (2012) encontró que las poblaciones de flebótomos se congregan en pequeñas áreas donde el suministro de alimentos es

satisfactorio con presencia de una gran cobertura vegetal, debiéndose a la formación de un micro-clima de condiciones apropiadas para la presencia y desarrollo de los flebotomíneos; Dutra-Rêgo et al. (2014) registró mayor población de flebotomíneos en afloramiento de rocas que podrían fungir como micro-hábitat (espacios o áreas reducidas) con temperaturas y humedad relativamente estables durante todo el año; Así mismo, Falcão de Oliveira et al. (2012) encontró que la presencia de árboles de considerable altura ofrecen micro-ambientes, donde los flebotomíneos pueden encontrar refugio y lugares de cría apropiadas para su desarrollo; por otra parte Montes de Oca-Aguilar et al. (2013) realizó la colecta de flebotomíneos en micro-hábitats de árboles y grietas naturales, que actúan como ecotipos de congregación de flebotomíneos, representados por diferentes especies y edades fisiológicas; Memmot (1992) describe que los contrafuertes de árboles como hábitats para la concurrencia de flebotomíneos.

Por otro lado Fernández et al. (2010), Santini et al. (2012) y Fernández et al. (2013) mencionan que la cubierta arbórea provee de condiciones ambientales para la abundancia de flebotomíneos, sin embargo se requiere determinar la interrelación de la abundancia con el tipo de árboles (caducifolias); así mismo Oliveira et al (2012) y Fernández et al. (2013) observaron que *L. longipalpis* se encuentran relacionadas con la cubierta vegetal y especialmente con árboles de tamaño considerable ofreciendo micro-ambiente óptimo de refugio y criaderos; como se observó de una mayor diversidad y riqueza de especies de flebotomíneos en bosque y áreas conservadas, por el acumulamiento de material orgánico, resultado de la descomposición de las hojas y los residuos de vegetales que se encuentran en el suelo favoreciendo el desarrollo larvario de los flebotomíneos (Nieves et al. 2014).

2.7.1. Precedentes al estudio de reservorios en escalas espaciales.

La presencia de organismos vertebrados (factores bióticos) en su mayoría fungen como fuente de alimentación de los flebotomíneos, condicionan la presencia y/o actividad de poblaciones de flebotomíneos a un espacio o área; antecedentes al respecto fueron desarrollados principalmente al conocimiento de reservorios potenciales y/o posibles de *Leishmania* spp. los cuales contribuyen al establecimiento y/o presencia de nidos de leishmaniasis. De estudios realizados en huéspedes implicados en la transmisión de patógenos por Mills y Childs (1998) sugieren que debe ser desde un enfoque

ecológico que promueva el conocimiento del vector, como dilucidar la temporalidad y la dinámica de los patrones de los hospederos-patógenos en escalas espaciales a través de estudios prospectivos y longitudinales; de igual importancia Roque y Jansen (2014) indicaron que se tienen decenas de trabajos de reservorios de leishmaniasis, pero no desde un escenario ecológico, que demuestre la inter-relación del huésped o huéspedes con los diferentes factores que proporcionan las condiciones para el mantenimiento y transmisión de un parásito, considerándose al reservorio único en una escala espacio temporal dado.

Hernández-Betancourt et al. (2008) mencionan que la variabilidad, estacionalidad y heterogeneidad de la selva como el hábitat influyen en el patrón demográfico y reproductivo de los organismos, de tal manera las limitaciones biológicas de los organismos, además de las características del medio donde habitan originan una determinada respuesta de las poblaciones; es así que en una selva mediana del sur de Yucatán se registró que la densidad de poblacional *Ototylomys phyllotis* fue de 10 a 46 individuos/ha, no encontrando correlación entre la densidad y la precipitación pluvial.

Chable-Santos et al. (1995), Canto-Lara et al. (1999), Van Wynsberghe et al. (2000 y 2009) y Roque y Jansen (2014) registraron como principales reservorios de la *Leishmania* spp. para el sur de México a tres especies de roedores: *Ototylomys phyllotis* Merriam, *Peromyscus yucatanicus* JA Allen & Chapman, y *Heteromys gaumeri* JA Allen & Chapman, especies naturalmente infectados con *Leishmania* (*L.*) *mexicana*, y como reservorio de la *Leishmania infantum* a *Canis lupus familiaris* L.

III. JUSTIFICACIÓN

La importancia del presente trabajo de investigación es determinar cómo se manifiestan o permanecen los ciclos zoonóticos de leishmaniasis en diferentes escalas espaciales, y determinar si los factores climáticos afectan en la presencia y/o abundancia de flebotómicos y como estas se interrelacionan con la presencia de reservorios, con la cobertura vegetal, como estos nidos (Pavlovsky, 1939) mantienen o inducen a ciclos zoonóticos de la leishmaniasis en el ejido Limones del municipio de Bacalar - Quintana Roo.

A la fecha no existe un estudio que haya analizado de manera simultánea la prevalencia de infección en vectores y reservorios en un mismo sitio de estudio. Se planteó en esta propuesta de tesis que las determinaciones de prevalencias de infección en ambos, se relacionarán con una serie de variables bióticas y abióticas, que dicho de paso representa el primer intento en el país por realizar estos análisis en relación a la transmisión del parásito *Leishmania* en una zona de alta endemia como lo es el estado de Quintana Roo.

Por otro lado el aporte del estudio será el determinar las especies de roedores que pudieran ser considerados como reservorios del parásito. Así mismo, los datos ecológicos analizados a las diferentes escalas espaciales y temporales, permitirán determinar si existen los nidos de infección y analizar las variables de mayor peso permite conocer el comportamiento y fluctuación de los vectores y reservorios en un periodo temporal de un año. La finalidad será entonces, el analizar las determinantes de las patobiocenosis a tres escalas espaciales y una temporal.

IV. HIPÓTESIS

Existe una heterogeneidad de factores bióticos y abióticos que se manifiestan en magnitud variable a escalas espaciales distintas y en la escala temporal, y hacen que esa heterogeneidad sea la causante de que existan nidos de infección dentro de la zona endémica del municipio de Limones del municipio de Bacalar, Quintana Roo.

Así mismo se predice que la diversidad, riqueza específica y abundancia de las especies de flebotomíneos en las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m difieren, al igual que la presencia y/o actividad de roedores. Por lo que también la dinámica o fluctuación poblacional de los flebotomíneos y roedores varíen en un periodo de tiempo anual, y por ende esto influya en el establecimiento de nidos de leishmaniasis.

V. OBJETIVO GENERAL

Recabar y analizar información de variables bióticas y abióticas en tres escalas espaciales y una temporal, para identificar las principales determinantes que establecen el origen y mantenimiento de la nididad de infección por *Leishmania* spp. en roedores y flebotomíneos en el ejido Limones del municipio de Bacalar, del estado de Quintana Roo - México.

5.1 Objetivos Específicos.

1. Determinar la abundancia poblacional, composición de especies en capturas de flebotomíneos y roedores realizadas en un ciclo anual.
2. Identificar a las especies de posibles hospederos reservorios de *Le. mexicana*.
3. Analizar mediante un diseño espacial anidado, la variabilidad de la abundancia, diversidad y dinámica poblacional de las especies de roedores y reservorios
4. Correlacionar y analizar por modelos multivariados la posible interacción de las variables bióticas o abióticas más influyentes sobre la presencia de nidos de infección del parásitos *Leishmania* spp. en roedores y flebotomíneos.

VI. METODOLOGÍA

6.1. Área de estudio.

El área de estudio se encuentra ubicada en la zona ciclónica del caribe tropical, con dirección del viento de este o sur este, la misma que de los vientos alisios (Flores-Guido y Espejel-Carvajal 1994). De selva mediana subperennifolia de coordenadas: 18° 59' 14.59" N y 088° 09' 56.69" O y una altitud de 24 a 28 m.s.n.m. en su punto más alto, de estratos arbustivos y herbáceos de entre 7 a 25 m de altura.

El suelo es de roca caliza aflorante y de poca materia orgánica; el clima es cálido subhúmedo (AW1) (García 2004), con precipitación pluvial de 1300 mm por año y temperatura media anual de 26 °C. Algunas especies arbóreas mayormente dominantes son: *Brosimum alicastrum* Swartz, *Bursera simaruba* (L.) Sarg, *Manikara zapota* (L.) Van Royen, *Metopium brownei* (Jacq.) Urb, *Psidium sartorianum* (O. Berg) Nied, y *Vitex gaumeri* Greenm (Flores-Guido y Espejel-Carvajal 1994).

El área de estudio se encuentra a una distancia de 3.5 km del centro poblado Pedro Antonio Santos con una población de 497 habitantes (INEGI, 2010), el acceso al área de estudio es por medio de trocha carróza del centro poblado de Pedro Antonio Santos, siendo esta la vía de mejor acceso con un tiempo de viaje de 15 a 20 minutos aproximadamente. El área de estudio se estableció en un kilómetro cuadrado del ejido Limones del municipio de Bacalar del estado de Quintana Roo (México), el área se encuentra contiguo al lindero de ejido Pedro Antonio Santos (Fig. 2 y Fig. 3).

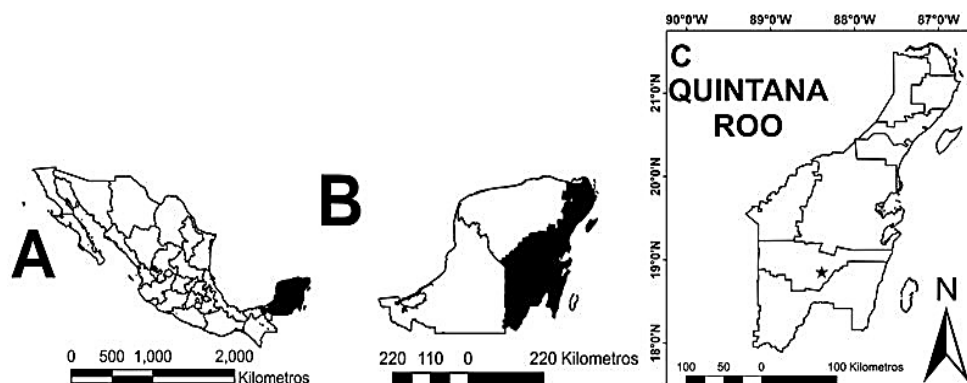


Fig. 2. (A) Estados Unidos Mexicanos y ubicación de la Península de Yucatán (área oscura), (B) Península de Yucatán y ubicación del Estado de Quintana Roo (área oscura), (C) Estado de Quintana Roo, (Estrella de fondo oscuro) Ubicación del área de estudio - ejido Limones - Municipio de Bacalar.



Fig. 3. (A) Vista área del área de estudio; (Cuadro amarillo) área de estudio en el ejido Limones de 1 km²; (B) lindero del ejido Pedro Antonio Santos y Limones, Municipio de Bacalar - Quintana Roo. Fuente Vista aérea: ©Google, © INEGI, Imagen©2017 Digital Globe.

6.2. Diseño de trabajo de campo.

Para establecer el diseño del trabajo de campo se consideró una distancia de 25 m del inicio del bosque, para luego delimitar el área de trabajo en un kilómetro cuadrado, se geo-referenció y delimitó el área (Fig. 3.), en el que se establecieron nueve transectos de 1000 m de distancia; cada transecto se distanció uno del otro por 125 m.

Los transectos fueron codificados con números arábigos del 0 al 8 e identificados por medio de cintas de color al inicio de cada transecto (Forestry Suppliers Inc., Jackson, MS, USA.) para luego ser divididos (Fig. 04) en tres tramos o distancias:

- a) Distancias de 15 m (Escala espacial 15) con 65 puntos de división, a los que se denominaron unidades de captura o puntos de colecta (65 unidades de captura).
- b) Distancias de 62 m (Escala espacial 62) con 17 puntos de división (17 unidades de captura).
- c) Distancias de 125 m (Escala espacial 125 m) con 09 puntos de división (09 unidades de captura).

Las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m y sus respectivas unidades de captura fueron diferenciadas por códigos y cintas de colores (Forestry Suppliers Inc., Jackson, MS, EE.UU.), para su reconocimiento y evitar ser confundidas (Fig. 5, 6, y 7.).

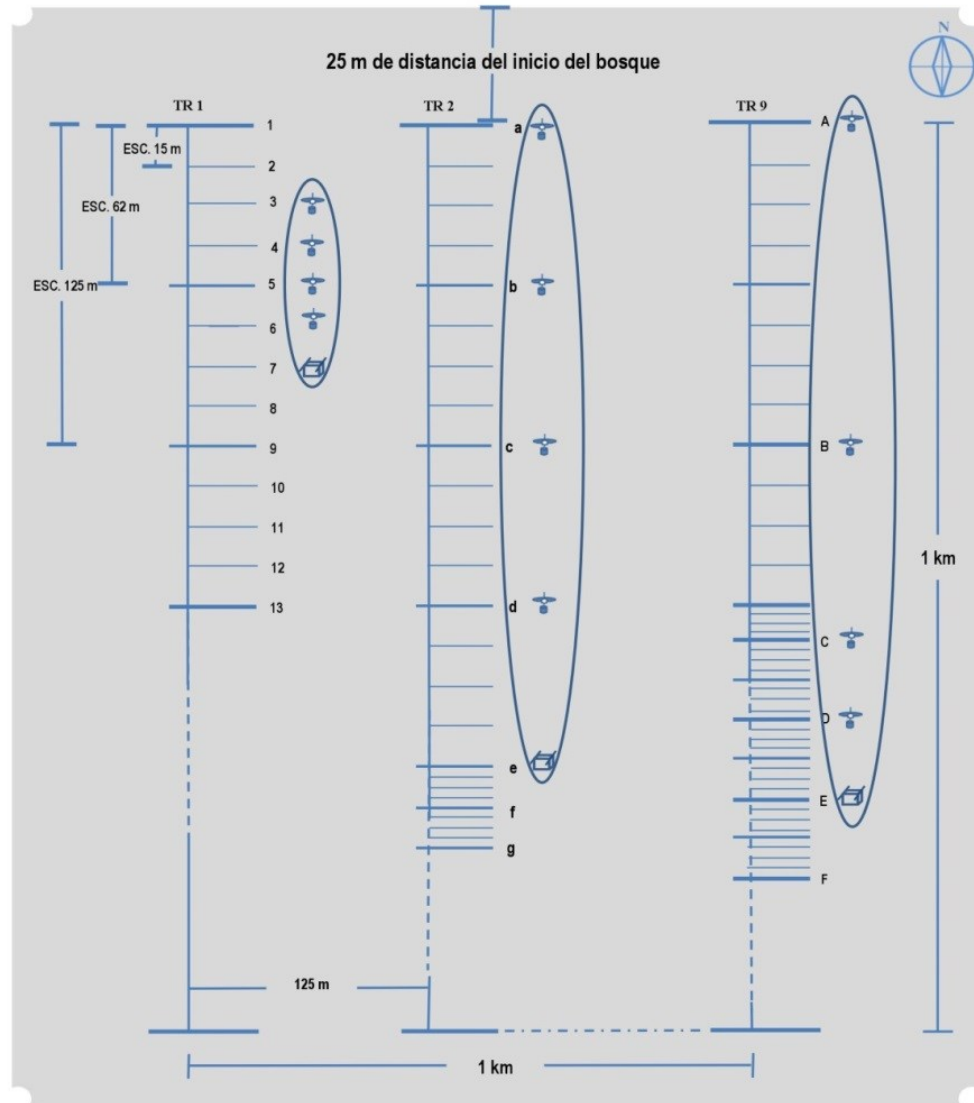




Fig. 4. Diseño de muestreo para la colecta de flebotomíneos en tres escalas espaciales: (TR0, TR1, TR2,...TR9) Transectos del: 0, 1,2, ...8; (Esc. 15 m) Escala espacial 15 m; (Esc. 62 m) Escala espacial 62 m; (Esc. 125 m) Escala espacial 125 m; (1, 2, 3...65) Los números arábigos, representan 65 unidades de captura Esc.15 m; (a, b, c...q) Letras del abecedario en minúscula, representan 17 unidades de captura Esc. 62 m; (A, B, C...I) Letras del abecedario en mayúscula, representan 09 unidades de captura Esc. 125 m; (Figura: ) Representa trampa de luz CDC en diferentes puntos de captura en escalas espaciales; (Figura: ) Representa trampa Shannon en escalas espaciales.



Fig. 5. Codificación de escala espacial 15 m, (unidad de captura n°50, diferenciada por cinta roja).



Fig. 6. Codificación de escala espacial 62 m, (unidad de captura n, diferenciada por cinta amarilla).



Fig. 7. Codificación de escala espacial 125 m, unidad de captura G, diferenciada por cinta celeste.

6.3. Captura de flebotomíneos.

La captura de los flebotomíneos, fueron realizados bajo el siguiente esquema:

1. Se seleccionó tres de los nueve transectos al azar, para luego estos ser asignados a las escalas espaciales: 15 m, 62 m y 125 m.

2. Seleccionado los transectos y las escalas espaciales, se procedió a la selección al azar de una unidad de captura (unidad de captura inicio) en cada escala espacial.
3. Seleccionada la unidad de captura inicio en las escalas espaciales, se procedió a la instalación de cuatro trampas de luz CDC y una trampa Shannon en las siguientes cuatro unidades o puntos de colecta (5 unidades de captura en total, Fig. 4.), las cuales fueron codificados de acuerdo a: Número de transecto - Escala espacial - Unidad de captura - Tipo de trampa.

La selección al azar de los transectos y la unidad de captura inicial de cada escala espacial fueron con el propósito de evitar la repetición en la instalación de las trampas de luz CDC y trampas Shannon.

Los muestreos se efectuaron de agosto 2013 a julio del 2014, con colectas de tres noches seguidas por mes; las trampas de luz CDC (Center for Disease Control) (Sudia y Chamberlain 1962), fueron instaladas de 50 a 60 cm de altura del piso de bosque y operados de 18:00 a 06:00 h (Fig. 8.), mientras que las trampas Shannon (Shannon 1939) fueron operadas de 18:00 a 24:00 h (Fig. 9.) con dos personas en su interior actuando como cebos debidamente protegidos a la picadura de flebotomíneos (Pérez et al. 1987) y provistos de aspiradores bucales para la captura de los flebotomíneos por hora y transferidos en frascos colectores individuales debidamente etiquetados (6 horas de colectas).



Fig. 8. Instalación de trampa de luz CDC en escala espacial 15 m.



Fig. 9. Instalación de trampa Shannon en escala espacial 15 m.

6.4. Procesamiento e identificación flebotomíneos

Los flebotomíneos colectados de las trampas de luz CDC y de los frascos colectores de las trampas Shannon, fueron transferidos en bolsas de plástico con torundas de algodón humedecidos con trietilamina para ser sacrificados; luego fueron transferidos a bandejas de plástico de color blanco (preferentemente) para ser separados de otros insectos mediante el uso de pinzas entomológicas. Los flebotomíneos fueron colocados en viales de plástico de 8 ml. con etanol al 70% codificados para su conservación, traslado, montaje e identificación en el laboratorio de entomología médica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León (FCB-UANL).

Los flebotomíneos fueron montados en láminas porta objetos, siguiendo las técnicas descritas en Young y Perkins (1984) e Ibáñez-Bernal (1999) y como medio de montaje permanente se usó Euparal® (BioQuip Products, Inc., Rancho Domínguez, CA, EE.UU.). La identificación se basó en los trabajos taxonómicos de Young y Duncan (1994), Ibáñez-Bernal (2005a, 2005b) y la nomenclatura de Lewis et al. (1977).

La identificación de los flebotomíneos se realizaron mediante la observación de estructuras en la cabeza como: antenas, dientes verticales y horizontales, cibario, ascoides y palpos. En las estructuras de reproducción se consideró: genitales externos de machos y espermatecas en hembras; así también, se consideró la venación alar de macho y hembras. Los especímenes que no pudieron ser identificados, fueron analizados en el Instituto de Ecología, A. C. (INECOL- Xalapa) Veracruz, para su correcta identificación.

Los flebotomíneos montados fueron depositados en la colección entomológica del laboratorio de Entomología Médica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León (FCB-UANL) y algunos especímenes en el Instituto de Ecología, A. C. (INECOL, Xalapa).

6.5. Captura de roedores en escalas espaciales.

Para la captura de los roedores como posibles reservorios a *Leishmania* spp. se usaron trampas plegable tipo Sherman® (Tallahassee, Florida, EE.UU.) de 8.7 x 7.6 x 23.3 cm (Fig. 10). Las trampas Sherman fueron instaladas simultáneamente con la

instalación de las trampas de luz CDC, en un número de dos trampas Sherman por cada trampa de luz CDC, a una distancia de 5 m. Para la ubicación de las trampas Sherman se consideró los siguientes criterios: i) presencia de posibles madrigueras y/o criaderos, ii) rastros de eses, iii) pelos atascados en ramas, iv) presencia de ramas o frutos roídos.

Para la ubicación de las trampas Sherman se usaron cintas de color que identifica el código respectivo de: Transecto - Escala espacial - Punto de captura. Como cebo se usó la mezcla de avena natural en hojuelas de 15 a 20 gramos más esencia de vainilla. Las trampas Sherman fueron instaladas de 1800 h a 0600 h del día siguiente, el trabajo de campo se apegó al protocolo para el uso de mamíferos silvestres (Gannon *et al.*, 2007) y la Norma Oficial Mexicana (NOM-059-SEMARNAT-2010).



Fig. 10. Instalación de trampas Sherman ® en un radio de 5 m. de la instalación de las trampas de luz CDC.

6.6. Procesamiento e identificación de roedores capturados.

Las trampa Sherman efectivas o positivas a la captura de roedores, fueron trasladados al laboratorio para el respectivo procesamiento e identificación, para lo cual, los roedores fueron adormecidos con éter y sacrificados por punción cardiaca.

Se realizaron registros fotográficos de vista lateral, dorsal y ventral, así como de particularidades o cicatrices de cada espécimen, los registros fotográficos fueron almacenados como datos visuales y resguardados en el laboratorio de entomología médica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León (FCB-UANL); la identificación y corroboración de los especímenes fueron

realizados por el Dr. Ángel Rodríguez Moreno del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

Posterior al registro fotográfico se prosiguió con el registro de: sexo, condición reproductiva, estado de desarrollo (juvenil o adulto), peso de los espécimen mediante el uso de la báscula de precisión- Pessola® (modelo 2; Chatillon, Nueva York, EE.UU.) (Fig. 11), longitud de la cola, longitud total del cuerpo (Fig. 12), longitud de la oreja (en su porción más amplia) y presencia de ectoparásitos; para luego ser almacenados en una base de datos.



Fig. 11. Registro de peso de espécimen mediante la báscula de precisión, resorte tipo Pessola® (modelo 2; Chatillon, Nueva York, EE.UU.).

Fig. 12. Registro de datos de longitud de cola, longitud total y longitud de la oreja.

6.7. Análisis de infección de *Leishmania* spp. en flebotomíneos y roedores.

Para los análisis de *Leishmania* spp. en flebotomíneos se tomó el 10% del total de flebotomíneos hembras capturados por mes de la escala espacial de mayor colecta; los flebotomíneos seleccionados para los análisis de *Leishmania* spp. fueron disecados obteniendo solo la cabeza, alas y los tres últimos segmentos abdominales para el montaje e identificación de especie y el resto del espécimen (tórax y la mayor parte del

abdomen) fueron preservados en viales Eppendorf® de 5 ml con alcohol al 70% y conservados a -20°C.

Para los análisis de infección de *Leishmania* spp, en roedores se extrajeron biopsias de 2 a 4 mm de la pinna auricular, vejiga, corazón, bazo, piel de la base de la cola e hígado, para luego ser preservados en alcohol etílico grado analítico al 70% en viales Eppendorf® de 1.5 ml, con sus respectivos datos diferenciados por sticker de colores para cada tipo de biopsia y su respectiva diferenciación (Fig. 13, 14 y 15.); a su vez se obtuvieron impronta de sangre de corazón en papel filtro (Filtro cualitativo grado 1, WHATMAN®)

Una vez en el laboratorio se procedió a la extracción de ADN mediante el kit DNeasy® Blood and Tissue kit (QIAGEN, Germany), el ADN obtenido de esta manera será utilizado para realizar la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR). Los análisis de infección e identificación de *Leishmania* spp. estuvo a cargo de la Dra. Miriam Berzunza Cruz de la Unidad de Investigación en Medicina Experimental de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

Los roedores procesados fueron preservados en frascos de plástico con alcohol etílico al 70% con sus respectivos datos de colecta, y depositados en la colección entomológica del laboratorio de Entomología Médica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León (FCB-UANL) y algunos especímenes fueron resguardados en el Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).



Fig. 13. Obtención de biopsia de 2 a 3 mm de la pinna auricular.

Fig. 14. Obtención de biopsia de 2 a 3 mm de piel (base de la cola).



Fig. 15. Muestras de biopsias: pinna auricular, vejiga, corazón, bazo, piel (base de la cola), hígado y ectoparásitos, conservados en viales Eppendorf® de 1.5 ml con alcohol al 70% e improntas de sangre de corazón en papel filtro (Whatman®).

6.8. Registro de datos abióticos en escalas espaciales.

El registro de datos abióticos como temperatura (°C), humedad relativa (%) y punto de rocío (°C), fueron registrados mediante la instalación de instrumentos de medición RHT10 (Extech® Instruments, Humidity/Temperature Datalogger); estos fueron ubicadas e instalados simultáneamente a la instalación de las trampas de luz (una unidad RHT10 por trampa de luz CDC) a menos 2 metros de radio donde fueron colocadas las trampas de luz CDC (Fig. 16.); también se calcularon los datos de humedad absoluta mediante la ecuación de la ley gases (www.gorhamschaffler.com/humidity_formulas.htm)

El registro de la temperatura del suelo fue realizado mediante el IR 400 (Extech® Instruments, IR Thermometer) en el área donde se instala la trampa de luz CDC (Fig. 17.). Finalmente se tomaron muestras de suelo en una cantidad de 10 a 20 gramos (Fig. 18.) y ser trasladadas al laboratorio. Las muestras de suelo fueron vaciadas a botes de plástico con agua destilada para ser diluidas y determinar el pH por medio del papel tornasol (Fig. 19.).



Fig. 16. Instalación de RHT10 (Extech® Instruments, Humidity / Temperature Datalogger) a una distancia de 2 m. de la trampa de luz CDC.

Fig. 17. Lectura de temperatura (°C) del suelo por IR 400 (Extech® Instruments, IR Thermometer), en el punto o unidad de captura instalada la trampa de luz CDC.



Fig. 18. Toma de muestra de suelo de 10 a 20 gr, en el punto de captura, donde fue instalada la trampa de luz CDC.

Fig. 19. Lectura de pH de muestras de suelo, por medio de papel tornasol.

6.9. Registro de diámetro altura del pecho de árboles (DAP) en escalas espaciales.

Para el registro de DAP de árboles por escala espacial se desarrolló bajo el siguiente esquema: para la escala espacial 15 m se registró el diámetro altura del pecho de los árboles (DAP) en un diámetro de 5 m (radio de 2.5 m) de la unidad de captura en donde fueron instaladas las trampas de luz CDC; para la escala espacial 62 m fue de 10 m de diámetro (radio de 5 m) y para la escala espacial 125 m fue de 15 m de diámetro (radio de 7.5 m). Todos los datos registrados de DAP de los árboles de las unidades de captura fueron almacenados en una hoja electrónica de cálculo.

6.10. Análisis de datos.

6.10.1. Comparación de flebotomíneos por escala espacial.

Se dispuso de una base de datos en Excel[®] (Microsoft Office Excel, 2007), en la que se agruparon todos los flebotomíneos por especie, sexo (macho y hembra), tipo de trampa (CDC y Shannon), temperatura ambiental, temperatura del piso del bosque, humedad relativa, humedad absoluta, pH, punto de rocío, diámetro altura del pecho (DAP), ratones colectados y escalas espaciales (15 m, 62 m y 125 m).

Para determinar la diversidad de flebotomíneos en las escalas espaciales: se determinó la abundancia absoluta y relativa de los flebotomíneos por escala espacial, para luego determinar el índice de abundancia de especies (ISA) y el índice estandarizado de abundancia de especies (SISA) (Roberts et al. 1979):

$$ISA = (a + R_j) / K$$

$$SISA = (c - ISA) / (c - 1), \text{ donde:}$$

K: número de captura.

a: valor obtenido de la multiplicación del número de ausencias de la especie en K capturas por c.

c: valor de la posición más elevada de la especie en K capturas.

R_j: suma de los rangos de cada especie.

Los valores de SISA cercanos a 1.0 son considerados más abundantes, en el presente trabajo los índices de abundancia fueron utilizados para la abundancia en cada escala espacial.

Se determinó la diferencia estadística de las colectas realizadas por las trampas de luz CDC y trampas Shannon por noche de colecta, para lo cual se usó del análisis estadístico de t-Student.

Por medio del análisis estadístico de ANOVA se diferenció la colecta de flebotomíneos por las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m, para lo cual los datos de captura fueron transformados a \log_{10} con la finalidad de adquirir la distribución normal y homogeneidad de varianza y mostrar la hipótesis (H_0) que el número promedio de flebotomíneos es igual entre escalas espaciales, se consideró como variable respuesta e independiente el número de flebotomíneos y las escalas espaciales respectivamente.

6.10.2. Diversidad alfa de flebotomíneos en escalas espaciales.

Para determinar los valores de diversidad alfa en las escalas espaciales se basaron en la cuantificación de las especies por escala espacial (riqueza de especie (S)) y se determinó el índice de Margalef ($D_{mg} = (S-1)/\ln N$).

Para determinar la estructura de diversidad alfa por escala espacial: se utilizaron los índices de abundancia proporcional, para la dominancia se determinó el índice de Simpson ($D = \sum p_i^2$) el cual permite medir las especies que son mejor representadas con mayor valor de importancia; se determinó el índice de Berger-Parker ($d = N_{max}/N$) el cual permite interpretar si el incremento del valor de este índice, como el aumento en la equidad y como consecuencia de una disminución de la dominancia (Magurran, 1988), posteriormente se determinó el índice de Shannon-Wiener ($H' = -\sum p_i \ln p_i$), que expresa la uniformidad de los valores de importancia a través de todas las especies de la muestra (sensible a la presencia de especies raras), y el índice de Pielou (J'), el cual permite medir la proporción de la diversidad observada con la relación de la máxima diversidad esperada, donde valores cercanos a 1 corresponde a situaciones donde las especies son igualmente abundantes (Moreno, 2001). Para la determinación de los diferentes índices de diversidad alfa fueron mediante el uso del software Paleontological Statistics (PAST) Versión 3.12 (Hammer et al. 2001).

Finalmente se determinó la diversidad verdadera que permite expresar la diversidad de una comunidad en número de especies efectivas:

$${}^qD = \left(\sum_{i=1}^s p_i^q \right)^{\frac{1}{1-q}}$$

Dónde:

qD : diversidad verdadera.

p_i : es la abundancia relativa (abundancia proporcional) de la i ésima especie.

S : es el número de especie.

q : es el orden de la diversidad y define la sensibilidad del índice a las abundancias relativas de la especie.

(Jost 2006, 2007, 2010; Moreno et al., 2011), para este trabajo de investigación se consideró el orden $q=2$: Cuando $q=2$, ${}^2D = 1/D$.

6.10.3. Comparación de los índices de Shannon-Wiener de las escalas espaciales.

Los valores de Shannon-Wiener de las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m hallados fueron comparadas mediante una prueba t modificada por Huthchenson, para determinar si los valores de Shannon-Wiener presentaron diferencia entre la diversidad de flebotomíneos en las escalas espaciales; para este análisis se hizo uso del software Paleontological Statistics (PAST) Versión 3.12 (Hammer et al. 2001) y los grados de libertad fueron calculados (Marrugan, 1988):

$$g.l. = \frac{(\text{Var } H'_1 + \text{Var } H'_2)^2}{\frac{(\text{Var } H'_1)^2}{N_1} + \frac{(\text{Var } H'_2)^2}{N_2}}$$

6.10.4. Técnica de Jackknife.

Mediante la técnica de Jackknife se evaluó la precisión de los valores hallados de los índices de Shannon-Wiener de las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m; la técnica

de Jackknife permite reducir el sesgo en la estimación del valor de la población y proporciona un error estándar (Southwood y Henderson, 2000), en el que se calculó un valor general para los índices de Shannon-Wiener de las escalas espaciales, para luego calcular este valor eliminando una muestra a la vez y se calcula un pseudovalor, que incluye el error estándar de este valor con respecto al valor general y el promedio de los pseudovalores nos proporciona el índice de diversidad ajustado por Jackknife, y a partir de esto se obtiene el porcentaje de error con respecto al valor general, y comprobar si se sobrevaloró o subestimó el índice en función del error generado por las diferentes muestras, siendo un error aceptable menor al 5%.

6.10.5. Determinación de la distribución espacial de flebotomíneos.

Se determinará la distribución espacial de los flebotomíneos en las escalas espaciales mediante la ley de poder de Taylor (1984), el cual describe la relación entre la varianza (S^2) y la media aritmética (m) de una población mediante la ecuación de poder ($S=am^b$), donde a y b pueden calcularse mediante la regresión lineal de S^2 sobre el $\log \bar{X}$.

Uno de los principales utilidades de la ley de poder de Taylor es la descripción de la distribución espacial de los organismos o especies en una determinada área de estudio, lo cual muestra una de las propiedades ecológicas (Taylor 1984) que permite entender cómo interactúan las especies con su entorno o ambiente, proporcionando la información sobre la competencia intra-específica, atracción mutua y dispersión de una población (Cherry, 1984).

De acuerdo con Elliott (1977), la distribución de organismos e individuos de una población pueden presentarse bajo tres tipos básicos de distribución espacial: i) distribución al azar, ii) distribución uniforme o regular, y iii) distribución agregada. La relación entre la varianza y la media aritmética de la densidad de la población determinan la distribución espacial (Elliott, 1977) estableciendo las siguientes relaciones para las distribuciones: a) en la distribución al azar la varianza es igual a la media ($S^2=m$); b) en la distribución uniforme la varianza es menor que la media ($S^2<m$); y c) en la distribución agregada la varianza es mayor que la media ($S^2>m$).

6.10.6. Determinación del esfuerzo de captura en escalas espaciales.

Para determinar el esfuerzo de captura de las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m; se utilizó la función de acumulación o ecuación de Clench (Clench, 1979), que se expresa como: $E(S) = ax/1+bx$; donde se interpreta como la probabilidad de encontrar una nueva especie, que se incrementara conforme más tiempo se permanezca en campo o en una área de estudio, siendo la riqueza total de una área o espacio como el valor del número de especies al cual una curva de acumulación de especies llega a ser constante (Lamas et al. 1991; Soberón y Llorente 1993, Colwell y Coddington 1994, Gotelli y Colwell 2001), como resultado de la relación de a/b ; los análisis se realizaron con los softwares EstimateS Versión 9.1.0 Software para Windows (Colwell 2013) y Statistica V12 (StatSoft Inc. Tulsa, OK, EUA).

Análisis de Clúster de flebotomíneos por escala espacial.

Se determinó la similitud y agrupamiento de la composición de especies de flebotomíneos de las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m; y determinar si las especies de flebotomíneos de cada escala espacial son iguales, diferentes o agrupadas; para el cual se usó el software Paleontological Statistics (PAST) Versión 3.12 (Hammer et al., 2001), mediante el método de pares de grupos (UPGMA) y el índice de similitud de Dice (para datos de presencia/ausencia).

6.10.7. Análisis para determinar la correlación de variables bióticas y abióticas en escalas espaciales.

Las variables bióticas: flebotomíneos, diámetro altura del pecho (DAP) y roedores; variables abióticas: temperatura ambiental, temperatura de piso del bosque, humedad relativa, humedad absoluta, punto de rocío, pH, escalas espaciales (15 m, 62 m y 125 m), transecto y los meses de colecta fueron sometidas al análisis estadístico de modelos lineales generalizados y a través del modelo de regresión de Poisson, para determinar la correlación o dependencia de las variables bióticas y abióticas y como estas variables se encuentran relacionadas y si estas variables son condicionantes para la presencia de los flebotomíneos y nidos de leishmaniasis; estos análisis se realizaron con el software Minitab® 17.1.0. (2014) Statistical (Minitab Inc, State College, PA, USA).

VII. RESULTADOS.

7.1. Composición de flebotomíneos.

Con 540 trampas-noche (15 trampas por noche por 36 noches), se colectaron un total de 10,996 flebotomíneos de dos géneros: *Lutzomyia* y *Brumptomyia* (França y Parrot); el 94.52% representaron al género *Lutzomyia*; siendo las especies más abundantes en el ensamblaje con el 79.44 % de: *Lutzomyia cruciata* (Coquillett 1907), *Lutzomyia ovallesi* (Ortiz 1952) y *Lutzomyia shannoni* (Dyar 1929); el 15.08% de menor abundancia se registró a: *Lutzomyia cayennensis maciasi* (Fairchild y Hertig 1948), *Lutzomyia deleoni* (Fairchild y Hertig 1947), *Lutzomyia carpenteri* (Fairchild y Hertig 1953), *Lutzomyia disneyi* (Williams 1987), *Lutzomyia olmeca olmeca* (Vargas y Díaz-Nájera, 1959), *Lutzomyia cratifer* (Fairchild y Hertig 1961), *Lutzomyia trinidadensis* (Newstead 1922), *Lutzomyia permira* (Fairchild y Hertig 1956), *Lutzomyia manciola* (Ibáñez-Bernal, 2001), *Lutzomyia longipalpis* (Lutz y Neiva 1912) y *Lutzomyia panamensis* (Shannon, 1926). Mientras que el género *Brumptomyia* con la especie *Brumptomyia mesai* (Sherlock 1962) representó el 5.48% (Cuadro 1).

Cuadro 1. Números absolutos, índices de abundancia (ISA y SISA) y abundancias relativas de flebotomíneos colectadas en tres escalas espaciales (15 m, 62 m y 125 m), mediante trampas de luz CDC y trampas Shannon; agosto 2013 a julio 2014, en selva mediana del ejido Limones, Bacalar (Quintana Roo – México).

Especie	Escala espacial 15 m				Escala espacial 62 m				Escala espacial 125 m				Total	
	CDC		Shannon		CDC		Shannon		CDC		Shannon		CDC	Shannon
	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂		
<i>Brumptomyia mesai</i>	55	66	74	50	52	62	29	25	48	49	38	55	332 (3.02)	271 (2.46)
<i>Lutzomyia carpenteri</i>	45	35	3	0	83	69	0	0	37	23	0	0	292 (2.66)	3 (0.03)
<i>L. cayennensis maciasi</i>	101	9	87	2	69	7	149	12	39	8	117	2	233 (2.12)	369 (3.36)
<i>L. cratifer</i>	4	2	19	5	0	0	5	0	0	0	5	0	6 (0.05)	34 (0.30)
<i>L. cruciata</i>	117	0	1235	1	41	1	1759	0	30	0	1028	1	189 (1.72)	4024 (36.60)
<i>L. deleonis</i>	152	3	10	1	164	3	15	2	126	1	29	2	449 (4.08)	59 (0.54)
<i>L. disneyi</i>	25	2	4	0	32	1	0	0	36	0	6	0	96 (0.87)	10 (0.09)
<i>L. longipalpis</i>	1	0	0	0	1	0	0	0	-	-	-	-	2 (0.02)	-
<i>L. manciola</i>	0	0	1	0	-	-	-	-	2	0	1	0	2 (0.02)	2 (0.02)
<i>L. olmeca olmeca</i>	13	1	15	0	3	3	9	0	12	7	17	2	39 (0.35)	43 (0.39)
<i>L. ovallesi</i>	30	3	648	2	6	1	1393	11	8	0	668	2	48 (0.44)	2724 (24.77)
<i>L. panamensis</i>	0	0	1	0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1 (0.01)
<i>L. permira</i>	1	1	2	0	-	-	-	-	1	1	2	0	4 (0.04)	4 (0.04)
<i>L. shannoni</i>	35	14	610	77	18	17	571	50	9	7	299	43	100 (0.91)	1650 (15)
<i>L. trinidadensis</i>	4	0	1	0	4	0	0	0	1	0	0	0	9 (0.08)	1 (0.01)
Total por trampa	719 (6.54)		2848 (25.90)		637 (5.79)		4030 (36.65)		445(4.05)		2317(21.07)		1801 (16.38)	9195 (83.62)
Total por escala	3567 (32.44)				4667 (42.44)				2762(25.12)				10996	
ISA	1.94				1.83				2.22				-	
SISA	0.69				0.72				0.59				-	
Total especies	15				12				13				15	

La colecta de flebotomíneos por trampas de luz CDC representaron el 16.38% (1,801/10,996) de 432 trampas-noche (12 trampas por noche por 36 noches), en la cual se registró 14 especies de flebotomíneos, de las cuales el de mayor abundancia fue: *L. deleoni* (4.08%), *B. mesai* (3.02%), *L. carpenteri* (2.66%) y de menor abundancia de: *L. cratifer* (0.05%), *L. permira* (0.04%), *L. manciola* (0.02%) y *L. longipalpis* (0.02%), esta última especie solo colectada en trampas de luz CDC; en cambio las colectas por trampa Shannon representó el 83.62% (9,195/10,996) de 108 trampa-noche (3 trampas por noche en 36 noches) con 14 especies registradas, siendo las de mayor abundancia: *L. cruciata* (36.60%), *L. ovallesi* (24.77%), *L. shannoni* (15%) y de menor abundancia de: *L. permira* (0.04%), *L. carpenteri* (0.03%), *L. trinidadensis* (0.01%) y *L. panamensis* (0.01%), siendo esta última especie solo colectada en este tipo de trampa.

Las capturas en trampas de luz CDC y trampas Shannon por noche de colecta presentaron una diferencia significativa ($t = -6.533$, g. l. = 70, $p = 0.000$), siendo la colecta de flebotomíneos por trampa Shannon 5.1 veces mayor que las trampas CDC.

7.1.1. Composición de flebotomíneos por escalas espaciales.

Escala espacial 15 m.

La colecta de flebotomíneos en la escala espacial 15 m representó el 32.44% (3567/10996) del total de colectas; las colectas en trampas Shannon en esta escala espacial representaron el 25.90% (2848/10996) y el 6.54% (719/10996) representó las colectas en trampas de luz CDC.

En la escala espacial 15 m se registró 15 especies de flebotomíneos de las siguientes especies: *B. mesai*, *L. carpenteri*, *L. cayennensis maciasi*, *L. cratifer*, *L. cruciata*, *L. deleoni*, *L. disneyi*, *L. longipalpis*, *L. manciola*, *L. olmeca olmeca*, *L. ovallesi*, *L. panamensis*, *L. permira*, *L. shannoni* y *L. trinidadensis*. Las especies que presentaron mayor abundancia en esta escala espacial fueron: *L. cruciata* con 12.30%, *L. shannoni* 6.69% y *L. ovallesi* de 6.21% y de menor abundancia fueron: *L. permira* (0.04%), *L. longipalpis*, *L. manciola* y *L. panamensis* (0.03%).

Por otro parte, la presencia de flebotomíneos hembras fue de 29.95% y 2.49% de machos de una proporción de 12:1 (hembras/macho); con la prueba estadística Z se

observó una diferencia significativa en la proporción de hembras y machos de flebotomíneos ($Z=133.95$, $p<0.05$).

La escala espacial 15 m presentó como ejemplar único colectado de *L. panamensis* (singletons) hembra, el cual fue capturado en trampa Shannon; los análisis de los índices de abundancia ISA y SISA para esta escala espacial fueron de 1.94 y 0.69 respectivamente.

Escala espacial 62 m.

La captura de flebotomíneos en la escala espacial 62 m representó el 42.44% (4,667/10996) del total de colectas; de la cual, el 36.65% (4030/10996) correspondieron a capturas por trampas Shannon y el 5.74% (637/10996) fueron en trampas de luz CDC.

Se registraron 12 especies de flebotomíneos: *B. mesai*, *L. carpenteri*, *L. cayennensis maciasi*, *L. cratifer*, *L. cruciata*, *L. deleoni*, *L. disneyi*, *L. longipalpis*, *L. olmeca olmeca*, *L. ovallesi*, *L. shannoni* y *L. trinidadensis*; siendo las especies de mayor abundancia: *L. cruciata* (16.38%), *L. ovallesi* (12.83%) y *L. shannoni* (5.97%) y de menor abundancia de *L. cratifer* (0.05%), *L. trinidadensis* (0.04%) y *L. longipalpis* (0.01).

Por otro parte, la presencia de flebotomíneos hembras fue de 40.04% y 2.40% para machos con una proporción de 17:1 (hembras/macho); con la prueba estadística Z se observó una diferencia significativa en la proporción de hembras y machos de flebotomíneos ($Z=185.45$, $p<0.05$).

Los análisis por los índices de abundancia ISA y SISA mostraron valores de 1.83 y 0.72 respectivamente.

Escala espacial 125 m.

La escala espacial 125 m representó el 25.12% (2762/10996) del total de colectas; el 21.07% (2317/10996) representó las capturas en trampas Shannon y el 4.05% (445/10996) en trampas de luz CDC.

Se registró 13 especies de flebotomíneos de los cuales se tiene: *B. mesai*, *L. carpenteri*, *L. cayennensis maciasi*, *L. cratifer*, *L. cruciata*, *L. deleoni*, *L. disneyi*, *L. manciola*, *L. olmeca olmeca*, *L. ovallesi*, *L. permira*, *L. shannoni* y *L. trinidadensis*. Las

especies que presentaron mayor abundancia fueron: *L. cruciata* (9.63%), *L. ovallesi* (6.17%) y *L. shannoni* (3.26%) y de menor abundancia: *L. manciola* (0.03%), *L. permira* (0.04%) y *L. trinidadensis* (0.01%).

La proporción de hembras y machos fue de 13:1, donde los flebotomíneos hembras representaron el 23.27% y el 1.85% fueron machos; con la prueba estadística Z proporcionó una diferencia significativa en la proporción de hembras y machos ($Z=121.81$, $p<0.05$). Mientras que los análisis por los índices de abundancia ISA y SISA mostraron valores de 2.22 y 0.59 respectivamente.

Los análisis de ANOVA mostraron que las colectas en las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m no presentaron diferencia significativa entre el promedio de flebotomíneos por escala espacial ($F=0.793$; g. l.= 2, 105; $p=0.455$).

Los análisis por el índice de abundancia de especies (ISA) y el índice estandarizado de abundancia de especies (SISA), mostraron que las escalas espaciales presentaron una gradiente de abundancia: Escala espacial 62 m > Escala espacial 15 m > Escala espacial 125 m; en la que, la escala espacial 62 ocupó una mejor posición en el rango (ISA 1.83, SISA 0.72).

7.2. Diversidad alfa de flebotomíneos por escalas espaciales.

7.2.1. Riqueza específica.

La riqueza específica (S) de flebotomíneos en las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m presentaron diferencias respecto al número de especies registradas; la escala espacial 15 m presentó una riqueza específica de 15 especies de flebotomíneos en la cual se observó que la especie *L. panamensis* es única (singleton) en esta escala espacial, la escala espacial 62 m presentó 12 especies y la escala espacial 125 m presentó 13 especies de flebotomíneos. Por el índice de Margalef (D_{mg}) se observó de la mayor riqueza de especies en la escala espacial 15 m con un valor de 1.71, respecto a las escalas espaciales 62 m y 125 m (1.3 y 1.51 respectivamente) (Cuadro 2.).

7.2.2. Índices de abundancia proporcional y diversidad verdadera (de orden q2).

Los análisis por los índices de dominancia, la escala espacial 62 m presentó el índice Simpson (D) de 0.27 y 0.39 de índice de Berger-Parker (Cuadro 2.), siendo la

escala espacial 62 m y las 12 especies de flebotomíneos que lo conforman de mayor dominancia y representatividad que las otras escalas espaciales, donde las especies: *L. cruciata*, *L. ovallesi* y *L. shannoni* fueron de mayor abundancia; en cambio por los índices de Shannon, la escala espacial 15 m y 125 m presentaron igual índice de 1.73, y como índice de Pielou (J') de 0.64 y 0.67 respectivamente; por lo tanto, las escalas espaciales 15 m y 125 m presentaron mayor diversidad de especies (15 y 13 especies (Cuadro 2), y de mejor distribución equitativa de las especies de flebotomíneos que conforman la escala espacial 125 m; respecto a la diversidad verdadera de orden q_2 , la escala espacial 15 m presentó 4.35 de especies efectivas (Cuadro 2.)

Cuadro 2. Índices de diversidad alfa de flebotomíneos en tres escalas espaciales, agosto 2013 - julio 2014; Ejido Limones, Bacalar, Quintana Roo-México.

	Escala espacial			Total escalas espaciales
	Escala espacial 15 m	Escala espacial 62 m	Escala espacial 125 m	
Especies	15	12	13	15
Abundancia	3567	4667	2762	10996
Índice de Margalef (Dmg)	1.71	1.3	1.51	1.51
Índice de dominancia Simpson (D)	0.23	0.27	0.24	0.24
Índice de Berger-Parker (d)	0.38	0.39	0.38	0.38
Índice de equidad de Shannon-Wiener (H')	1.73	1.58	1.73	1.68
Índice de equidad de Pielou (J)	0.64	0.64	0.67	0.62
Diversidad verdadera de orden q_2	4.35	3.70	4.17	4.17

7.2.3. Comparación entre los índices de Shannon-Wiener de las escalas espaciales.

Las comparaciones de los índices de equidad de Shannon-Wiener entre las escalas espaciales 15 m y 62 m, 62 m y 125 m presentaron diferencia significativa ($t = 7.06$, g. l. = 26.96, $p = 0.00$; $t = -6.63$, g. l. = 23.78, $p = 0.00$ respectivamente); la comparación entre las escalas espaciales 15 m y 125 m no presentó diferencia significativa ($t = -0.07$, g. l. = 26.98, $p = 0.95$) (Cuadro 3.).

Cuadro 3. Prueba de Diversidad t para las Escalas Espaciales 15 m, 62 m y 125 m, Agosto 2013 - Julio 2014; Limones - Bacalar, Quintana Roo, México

Escala espacial	Índice de Shannon-Wiener	
	t	p
15 m y 62 m	7.06	0.00
15 m y 125 m	-0.07	0.95
62 m y 125 m	-6.63	0.00

7.3. Técnica de Jackknife.

La técnica de Jackknife se observó que los valores de diversidad de los índices de Shannon-Wiener (H') de las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m, fueron subestimados con error de 0.09%. (Cuadro 4.)

Cuadro 4. Precisión de los valores de diversidad de flebotomíneos de las tres escalas espaciales para el índice de Shannon (H'), estimado por la técnica de Jackknife.

Todas las escalas	H' 1.68	ϕ	Media $\phi(\pm EE)$	Intervalo de confianza (95%)		% Error
				Límite inferior	Límite superior	
(15, 62)	1.66	1.73				
(15, 125)	1.74	1.57	1.68 \pm 0.57	1.44	1.93	0.09
(62, 125)	1.65	1.76				

7.4. Distribución espacial de flebotomíneos por escalas espaciales.

Al análisis del poder de Taylor (1961) la escala espacial 15 m, de las 15 especies registradas para esta escala espacial solo 12 especies presentaron una distribución espacial, entre las que se tienen como especies agregadas ($b > 1$) a esta escala espacial se tiene a: *L. shannoni*, *L. cruciata*, *L. permira*, *L. ovallesi*, *L. cratifer*, *B. mesai*, *L. carpenteri*, *L. cayennensis maciasi*, *L. deleoni*, *L. olmeca olmeca* y *L. disneyi*, de las cuales *L. shannoni*, *L. cruciata* y *L. permira*, presentaron mayor agregación con valores de b superiores a la unidad (2.06, 2.04 y 2.00 respectivamente); en cambio *L. trinidadensis* (0.59) fue la única especie dispersa ($b < 1$) (Cuadro 5.).

De las 12 especies registradas en la escala espacial 62 m, solo 11 especies presentaron una distribución espacial agregada, entre las cuales se tiene: *L. olmeca olmeca*, *L. cruciata*, *L. shannoni*, *L. ovallesi*, *L. cratifer*, *L. trinidadensis*, *L. cayennensis maciasi*, *L. carpenteri*, *L. deleoni*, *B. mesai* y *L. disneyi*, de la cual la especie *L. olmeca*

olmeca, *L. cruciata* y *L. shannoni* fueron especies más agregadas (2.62, 2.11 y 2.04 respectivamente); no se observó que ninguna especie fuera dispersa en esta escala espacial (Cuadro 5.).

La distribución espacial en la escala espacial 125 m, de las 13 especies registradas solo 11 especies presentaron distribución espacial; de las cuales las especies *L. ovallesi*, *L. cruciata*, *L. cratifer*, *L. shannoni*, *L. cayennensis maciasi*, *B. mesai*, *L. carpenteri*, *L. olmeca olmeca*, *L. deleoni* y *L. disneyi*, fueron especies agregadas, de las cuales la especie *L. ovallesi*, *L. cruciata* y *L. cratifer* fueron especies de mayor agregación (2.08, 2.02 y 2.00 respectivamente) a esta escala espacial; sin embargo *L. manciola* (0.59) fue la única especie que presentó distribución espacial dispersa (Cuadro 5.). La distribución espacial de los flebotomíneos en las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m, se observó que la agregación a cada escala espacial fue diferente por las especies de flebotomíneos, es así que *L. shannoni* fue la más agregada a la escala espacial 15 m, *L. olmeca olmeca* a la escala 62 m y de mejor agregación a esta escala espacial, finalmente *L. ovallesi* a la escala espacial 125 m; sin embargo, la única especie que se ubicó como segunda mejor agregada en cada escala espacial fue *L. cruciata*.

Cuadro 5. Distribución espacial de flebotomíneos por escala espacial, por la ley de poder de Taylor.

Especies/Escala espacial	$S^2=am^b$					
	Escala espacial 15 m		Escala espacial 62 m		Escala espacial 125 m	
	B	R ²	B	R ²	b	R ²
<i>Brumptomyia mesai</i>	1.73	0.96	1.53	0.91	1.75	0.94
<i>Lutzomyia carpenteri</i>	1.64	0.81	1.79	0.98	1.69	0.82
<i>L. cayennensis maciasi</i>	1.62	0.99	1.82	0.99	1.79	0.94
<i>L. cratifer</i>	1.85	0.96	2.00	1.00	2.00	1.00
<i>L. cruciata</i>	2.04	0.98	2.11	0.98	2.02	0.99
<i>L. deleoni</i>	1.22	0.81	1.56	0.89	1.39	0.84
<i>L. disneyi</i>	1.03	0.84	1.34	0.83	1.06	0.35
<i>L. longipalpis</i>	-	-	-	-	-	-
<i>L. manciola</i>	-	-	-	-	0.59	1.00
<i>L. olmeca olmeca</i>	1.09	0.58	2.62	0.87	1.46	0.84
<i>L. ovallesi</i>	1.99	0.99	2.01	0.99	2.08	0.99
<i>L. panamensis</i>	-	-	-	-	-	-
<i>L. permira</i>	2.00	1.00	-	-	-	-
<i>L. shannoni</i>	2.06	0.97	2.04	0.96	1.98	0.97
<i>L. trinidadensis</i>	0.59	1.00	2.00	1.00	-	-

7.5. Dinámica poblacional de flebotomíneos por escala espacial.

La presencia de poblaciones mensuales de flebotomíneos en la escala espacial 15 m, mostraron que la mayor presencia y/o abundancia se presentaron en los meses de mes de septiembre 2013 (4.50%), diciembre 2013 (4.20%) y julio 2014 (4.50%); se observó que la mayor población de flebotomíneos se presentó en la época de lluvia (Mayo a Octubre) (Fig. 20.).

La dinámica población en la escala espacial 62 m presento mayor actividad y/o presencia de poblaciones de flebotomíneos en los meses de agosto 2013 (8.60%), diciembre 2013 (6.60%) y marzo 2014 (7.90%); meses que correspondieron a la época de lluvias (Fig. 20.).

La escala espacial 125 m, presento mayor población de flebotomíneos en los meses de agosto 2013 (4.90%), marzo 2014 (3.20%) y junio 2014 (3.40%), correspondiendo a la temporada o época de lluvias (Fig. 20.).

La dinámica poblacional de flebotomíneos en las tres escalas espaciales mostró un comportamiento bi-modal correspondiendo con un pico en el mes de junio a septiembre (época de lluvias) y un segundo pico en los meses de diciembre a marzo (época de secas), sin embargo se observó que poblaciones de flebotomíneos del mes de diciembre de las escalas espaciales 62 m y 15 m fueron en temporadas denominadas nortes (Fig. 20.).

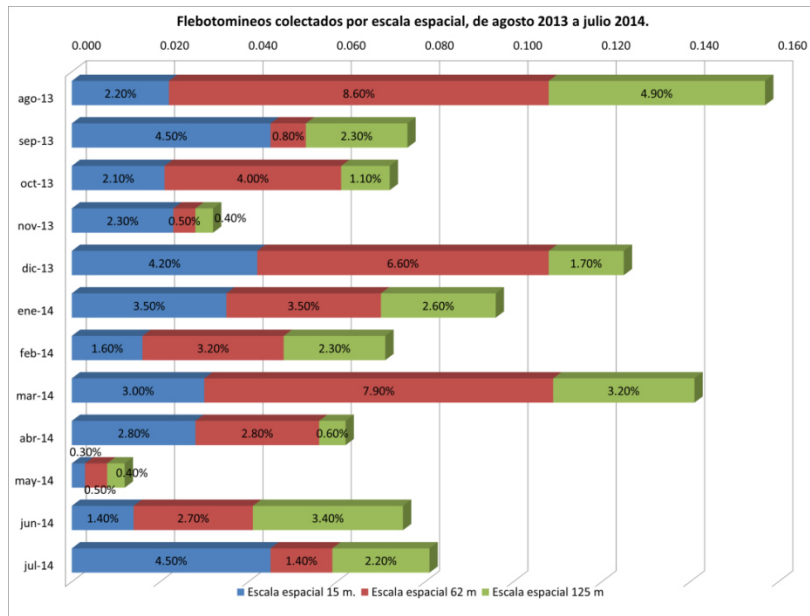


Fig. 20. Dinámica poblacional de flebotomíneos en tres escalas espaciales en un periodo anual Agosto 2013 – Julio 2014, ejido Limones (Bacalar, Quintana Roo).

7.6. Esfuerzo de captura por escalas espaciales en términos de riqueza de especies.

Para la colecta de los flebotomíneos en la escala espacial 15 m se emplearon 180 trampas-noche en un periodo anual; mediante el análisis de la curva de Clench (1979) y la curva de acumulación de especies; se obtuvo como coeficiente de determinación (R^2) el valor 0.96, coeficiente muy cercano a la unidad lo que nos indica del buen ajuste del modelo (Cuadro 6.); mientras que la relación de los parámetros de función a/b , mostraron un valor teórico o valor estimado (S_{est}) de 15.1 y de pendiente igual a 0.02 ($Pendiente < 1$) de 36 muestreos donde se observó que la curva de Clench alcanzó la asíntota; del cual, se observó que el valor de S_{est} es similar al valor observado (S_{osb}) de 15 especies, por lo cual se logró el registro completo de especies en esta escala espacial con el 0.99% ($S_{osb}/(a/b)$) de esfuerzo de captura (Cuadro 6, Fig. 21.).

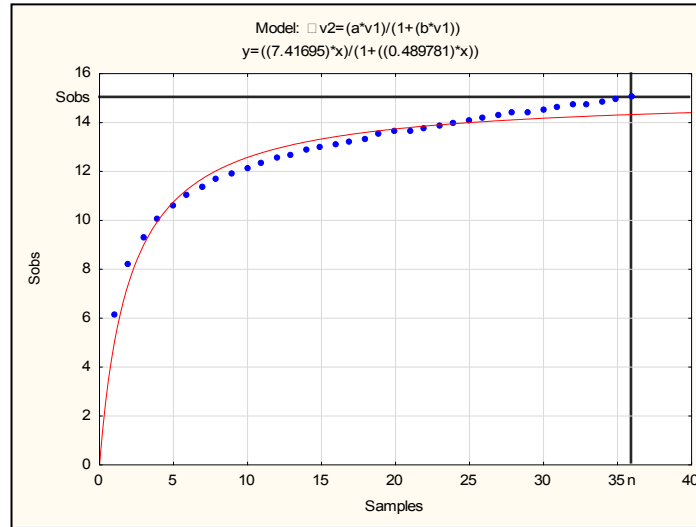


Fig. 21. Curva de Clench en la escala espacial 15 m ($S_{obs}=15$, $R^2=0.96$, $a/b=15.14$, pendiente=0.02), (Línea continua) representa la curva de Clench, (Línea discontinua) representa la curva de especies observadas.

Para la colecta de flebotomíneos en la escala espacial 62 m se emplearon 180 trampas-noche y de los análisis del esfuerzo de captura y la curva de acumulación de especies, se logró obtener un coeficiente de determinación (R^2) de 0.98 y los parámetros de función a/b fueron de 12.3 (S_{est}) con una pendiente de 0.01, de 36 muestreos donde la curva alcanzo la asíntota; del cual, se observa que el valor de S_{est} es similar al valor observado (S_{osb}) de 12 especies; por lo cual, se logró del registro de todas las especies con el 0.98% ($S_{osb}/(a/b)$) de esfuerzo de captura d (Cuadro 6, Fig. 22.).

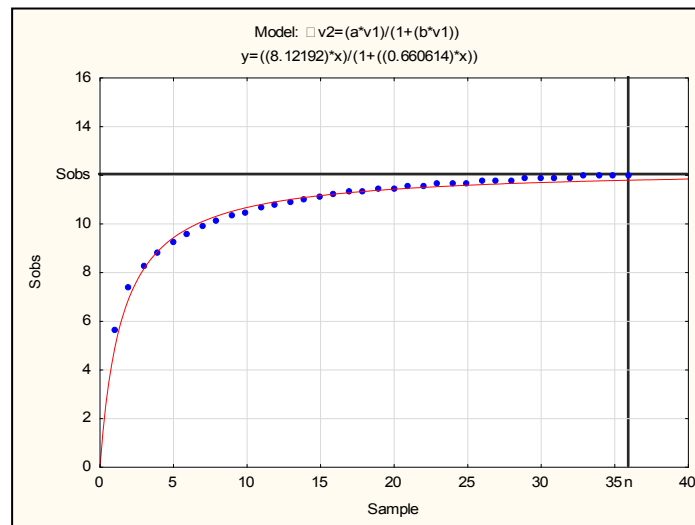


Fig. 22. Curvas de Clench en la escala espacial 62 m ($S_{obs}=12$, $R^2=0.98$, $a/b=12.30$, pendiente=0.01), (Línea continua) representa la curva de Clench, (Línea discontinua) representa la curva de especies observadas.

En la escala espacial 125 m se usaron 180 trampas-noche y por los análisis del esfuerzo de captura y de la curva de acumulación de especies, se logró obtener un coeficiente de (R^2) de 0.98 y de la relación de los parámetros de función a/b , se obtuvo una S_{est} de 13.3 y pendiente de 0.01 de 36 muestreos donde la curva alcanzo la asíntota; de la cual, se observa que el valor de S_{est} es similar al valor observado (S_{osb}) de 13 especies; al igual que las escalas espaciales 15 m y 62 m se logró el registro completo de las poblaciones de flebotomíneos para la escala espacial 125 m, con un esfuerzo de captura del 0.98% ($S_{osb}/(a/b)$) (Cuadro 6, Fig. 23.).

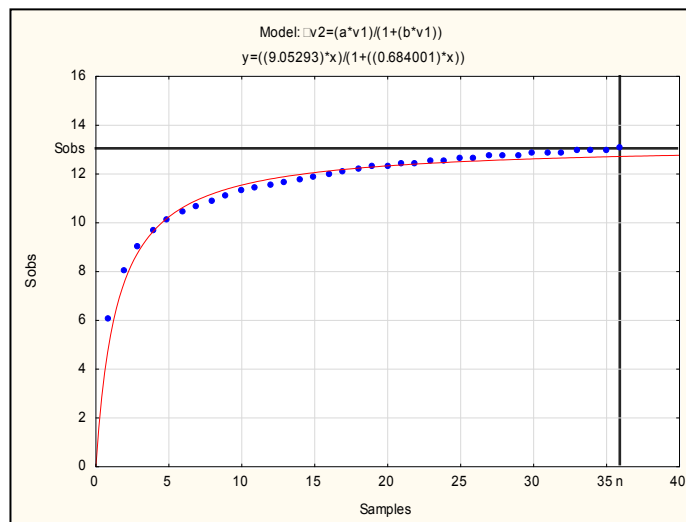


Fig. 23. Curvas de Clench en la escala espacial 125 m ($S_{obs}=12$, $R^2=0.98$, $a/b=12.30$, pendiente=0.01), (Línea continua) representa la curva de Clench, (Línea discontinua) representa la curva de especies observadas.

La colecta de los flebotomíneos para el total de las escalas espaciales se utilizaron un total de 540 trampas-noche (15 trampas por noche-36 noches) y del análisis del esfuerzo de captura y la curva de acumulación de especies, se obtuvo un coeficiente de determinación (R^2) de 0.95 (Cuadro 6.) mientras la relación de los parámetros de función o intercepto a/b resulto de 15.01 como valor esperado/estimado (S_{est}) de pendiente de 0.01 de 36 muestreos, en la que la curva de Clench logró la asíntota. El valor de intercepto (15.01) resulto similar al valor observado o al número de especies registradas de 15 especies (S_{osb}) para el lugar estudiado. Se logró el registro completo de las poblaciones de flebotomíneos para las escalas espaciales, con un esfuerzo de captura del

100% ((S_{obs}/(a/b))), lo que hace que las 15 especies registradas representaron el total de especies para el lugar de estudio (Cuadro 6, Fig. 24.).

Cuadro 6. Ecuación de Clench en Tres Escalas Espaciales, Agosto 2013 - Julio 2014; Limones, Bacalar, Quintana Roo-México.

	Escala espacial			Total Escalas	Observación
	15 m	62 m	125 m		
Modelo	$v2=(a*v1)/(1+(b*v1))$				-
R ²	0.96	0.98	0.98	0.95	-
A	7.42	8.12	9.05	12.86	-
B	0.49	0.66	0.68	0.85	-
Valor teórico (S _{est})	15.1	12.3	13.3	15.01	-
Pendiente (n=36)	0.02	0.01	0.01	0.01	Pendiente < 0.1
Observados (S _{obs})	15	12	13	15	-
Esfuerzo de captura	0.99	0.98	0.98	1.00	-

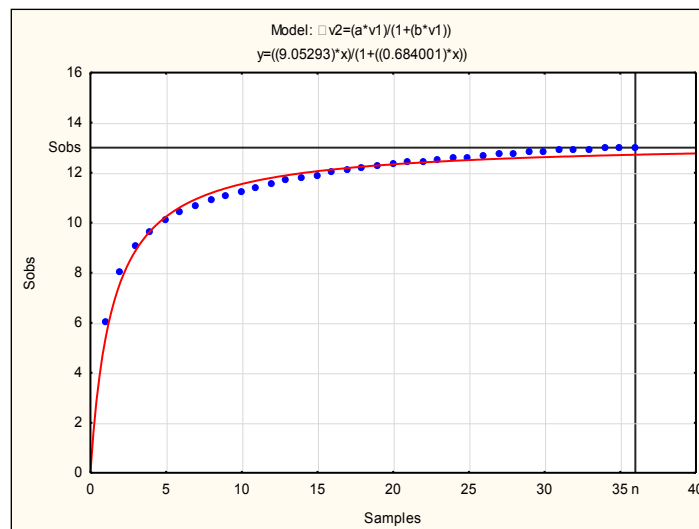


Fig. 24. Curvas de Clench para el total de escalas espaciales (S_{obs}=15, R²=0.95, a/b=15.12, pendiente=0.01), (Línea continua) representa la curva de Clench, (Línea discontinua) representa la curva de especies observadas.

7.7. Análisis de clúster.

Del análisis de Cluster, se observó que las escalas espaciales 15.62 m y 125 m, presentaron un índice de similitud de Dice de 0.93 agrupándose como un solo grupo y distinto de la escala espacial 62.5 m (Coeficiente de correlación = 0.99, Fig. 25.)

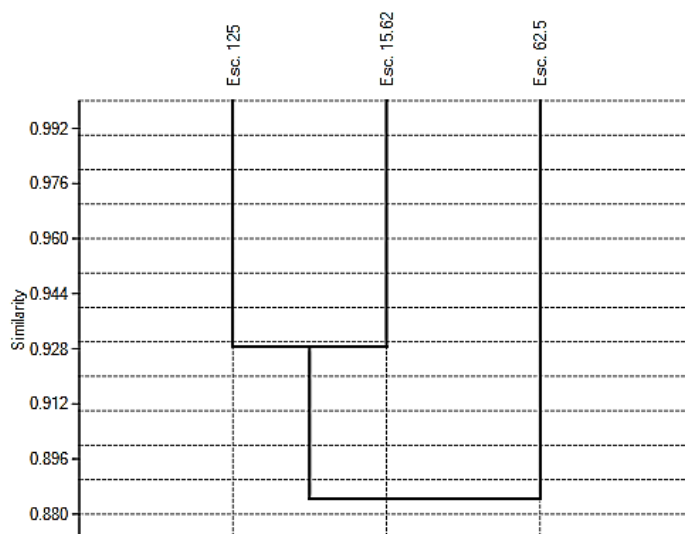


Fig. 25. Dendrograma generado para el análisis Cluster mediante el método UPGMA para las escalas espaciales 15.62 m, 62.5 m y 125 m.

7.8. Composición de roedores en escalas espaciales.

Con una esfuerzo de captura de 864 trampas-noche, se capturaron 18 roedores, de dos familias: i) Familia *Heteromyinae* con la especie *Heteromys gaumeri* J. A. Allen y Chapman 1987 (Fig. 26.) que representó el 66.7% del total de colectas; ii) Familia *Cricetidae* con dos especies: *Ototylomys phyllotis* Merriam, 1901 (Fig. 27.) con el 22.2% y *Peromyscus yucatanicus* J. A. Allen y Chapman, 1897 (Fig. 28.) con 11.1% del total de colectas; la proporción de sexo fue de 1:1 con el 50% de hembras y 50% de machos.

La colecta de los roedores en la escala espacial 15 m fue del 11.1% (2/18) con un éxito de trapeo de 0.3%, y registro de dos ejemplares hembra juvenil y macho adulto de *H. gaumeri*; el 38.9 % (7/18) fue en la escala espacial 62 m, con un éxito de trapeo de 2.4%, con el registró 4 ejemplares machos (2 adultos y 2 juveniles) de *H. gaumeri* con el 22.2% de abundancia relativa y 3 ejemplares (2 hembra adultas y 1 macho de días de nacido) de *O. phyllotis* de 16.7% de abundancia relativa; mientras que en la escala

espacial 125 m la colecta de roedores fue del 50% (9/18) del total de colectas de roedores, con un éxito de trampeo de 3.1%; en el que se registró 6 ejemplares de *H. gaumeri* (2 macho adultos y 4 hembras (3 adultos y un juvenil)) con una abundancia relativa de 33.3%; 1 ejemplares macho adulto de *O. phyllotis* de una abundancia relativa 5.6% y 2 ejemplares hembras de *P. yucatanicus* (1 adulto y 1 juvenil) de una abundancia relativa de 11.1% (Cuadro 7.)

Cuadro 7. Colecta de roedores en las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m, Agosto 2013 - Julio 2014; Limones, Bacalar, Quintana Roo-México.

Mes	Esc. 15 m	Esc. 62 m		Esc. 125 m			Total	Abundancia relativa (%)
	<i>Heteromys gaumeri</i>	<i>Heteromys gaumeri</i>	<i>Ototylomys phyllotis</i>	<i>Heteromys gaumeri</i>	<i>Ototylomys phyllotis</i>	<i>Peromyscus yucatanicus</i>		
oct-13	1	1	1	-	-	1	4	22.2
nov-13	-	-	-	1	-	-	1	5.6
dic-13	-	-	-	1	-	-	1	5.6
ene-14	-	-	1	-	-	-	1	5.6
feb-14	-	-	-	2	-	-	2	11
mar-14	-	-	-	1	1	-	2	11
may-14	1	-	-	1	-	1	3	16.7
jun-14	-	2	1	-	-	-	3	16.7
jul-14	-	1	-	-	-	-	1	5.6
Sub Total (%)	2(11.1)	4(22.2)	3 (16.7)	6 (33.3)	1(5.6)	2 (11.1)	18	-
Total/Escala espacial (%)	2 (11.1)	7 (38.9)		9(50)			-	-
Total especies	1	2		3			-	-



Fig. 26. *Heteromys gaumeri* J. A. Allen y Chapman 1987, ♀.



Fig. 27. *Ototylomys phyllotis* Merriam, 1901; ♀.



Fig. 28. *Peromyscus yucatanicus* J. A. Allen y Chapman, 1897; ♀.

7.9. Análisis de infección de *Leishmania* spp. en roedores y flebotomíneos.

Se analizaron 103 muestras de tejidos (biopsias) de diferentes órganos de *H. gaumeri*, *O. phyllotis* y *P. yucatanicus*, de las cuales 18 muestras fueron de la pinna auricular (Fig. 13.), 18 de corazón, 18 de piel (base de la cola, Fig. 14.), 18 de bazo, 18 de hígado y 13 de vejiga, así como de 18 improntas de sangre de corazón. Los análisis de PCR resultaron negativos a infección de *Leishmania* spp. Los análisis para la detección de infección de *Leishmania* spp. en los flebotomíneos fue de 1277 ejemplares representando el 11.6% del total de colectas; el 9.7% (124/1277) fueron de flebotomíneos capturados por trampas de luz CDC y el 90.3% (1153/1277) de las colectas en trampas Shannon.

Los flebotomíneos analizados por escala espacial, el 32.7% (418/1277) fueron de la escala espacial 15 m con 10 especies analizadas, ninguna muestra fue positiva a *Leishmania* spp.; el 42.5% (543/1277) fue para la escala espacial 62 m con 7 especies analizadas, se obtuvo dos hembras de *Lutzomyia ovallesi* positivos a *Leishmania mexicana*, colectadas en trampas Shannon correspondiendo al intervalo de colecta de 21:00 a 22:00 horas (18 de agosto del 2013 con códigos de colecta: QRW-201*, QRW-203*). Estas dos muestras representaron el 0.1% (2/1277) (Fig. 29.), finalmente el 24.8% (316/1277) fue para la escala espacial 125 m con 10 especies analizadas (Cuadro 8).

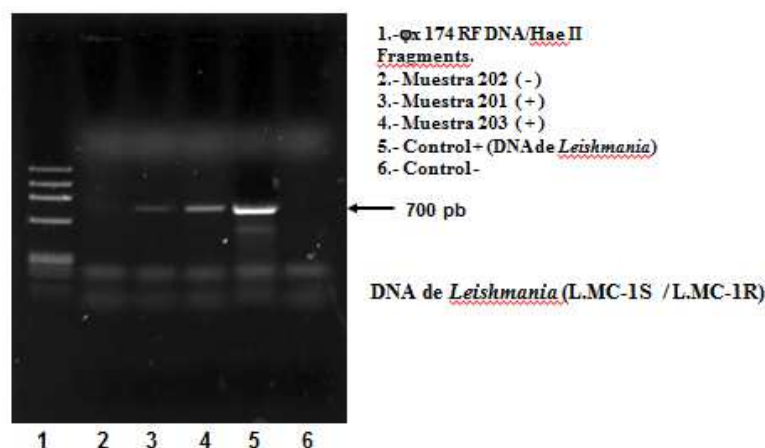


Fig. 29. Amplificación del DNA de *Leishmania* spp. (LMC-1S / L.MC-1R); (Carril 3 y 4) muestras positivas; (Muestra 201 y 203) corresponden a *Lutzomyia ovallesi*, códigos de colecta: QRW-201, QRW- 203.

Cuadro 8. Flebotomíneos analizados para la detección de *Leishmania* spp. ejido Limones, Bacalar, Quintana Roo-México, Agosto 2013 - Julio 2014.

	Escala espacial 15 m		Escala espacial 62 m		Escala espacial 125 m		Total	
	CDC	Shannon	CDC	Shannon	CDC	Shannon	CDC	Shannon
<i>Br. mesai</i>	3	21	3	2	2	1	8 (0.63)	24 (1.87)
<i>L. carpenteri</i>	11	1	15	-	10	-	36 (2.82)	1 (0.08)
<i>L. cay. maciasi</i>	-	4	-	-	-	22	-	26 (2.04)
<i>L. cratifer</i>	-	1	-	2	-	1	-	4 (0.31)
<i>L. cruciata</i>	20	169	5	272	1	125	26 (2.04)	566 (44.32)
<i>L. deileoni</i>	8	-	12	-	16	-	36 (2.81)	-
<i>L. disneyi</i>	1	-	-	-	2	-	3 (0.24)	-
<i>L. ol. olmeca</i>	2	4	-	-	1	1	3 (0.24)	5 (0.39)
<i>L. ovallesi</i>	8	60	1	159*	1	107	10 (0.78)	326 (25.53)
<i>L. shannoni</i>	1	104	-	72	1	25	2 (0.16)	201 (15.74)
Total/Trampa	54	364	36	507	34	282	124 (9.7)	1153 (90.3)
Total/escala espacial	418 (32.7)		543 (42.5)		316 (24.8)		1277*	

7.10. Registro de DAP y Datos abióticos en las tres escalas espaciales.

7.10.1. Diámetro altura del Pecho (DAP), en escalas espaciales.

Se registraron 12023 datos de diámetro altura del pecho (DAP), en las tres escalas espaciales, de los cuales 1652 datos de DAP fueron para la escala espacial 15 m, 3415 datos de DAP para la escala espacial 62 m, y 6956 datos de DAP para la escala espacial 125 m. Se registró 35 especies de árboles por el nombre común y su distribución en la península de Yucatán (Anexo 01).

7.10.2. Registro de datos de temperatura ambiental, temperatura del piso del bosque, punto de rocío, humedad relativa y absoluta en escalas espaciales.

Se registraron 10193 datos de temperatura ambiental de los puntos o sitios de colecta, 10121 datos para humedad relativa y punto de rocío (para cada variable), mediante el uso de los RHT10.

Se registraron 7076 datos de lectura de temperatura del piso del suelo por el IR 400; el registro de los datos de temperatura ambiental, temperatura del piso del bosque, punto de rocío y humedad relativa fue de los sitios o puntos de colecta donde se instalaron las trampas de luz CDC.

7.10.3. Lecturas de pH del suelo en escalas espaciales.

Se tomaron 432 muestras de suelo de 10 a 20 gr de los puntos o sitios de captura, la lectura de pH de los meses de: agosto 2013 a abril 2014, junio y julio 2014 fueron de pH ácido con lecturas de 5.5 a 6.5, mientras que el único mes donde se obtuvo pH alcalino fue en el mes de mayo 2014 con una lectura de 8.0.

7.11. Análisis de regresión de Poisson de variables bióticas, abióticas asociadas a las poblaciones de flebotomíneos en las escalas espaciales.

Para determinar la correlación de las variables abióticas y bióticas como temperatura ambiental, temperatura del piso del bosque, humedad relativa, humedad absoluta, punto de rocío, pH; y como variables bióticas roedores (*Heteromys gaumeri*, *Ototylomys phyllotis* y *Peromyscus yucatanicus*), DAP (diámetro altura del pecho de árboles) en las tres escalas espaciales y flebotomíneos registrados/capturados (*Brumptomyia mesai*, *Lutzomyia carpenteri*, *L. cayennensis maciasi*, *L. cratifer*, *L. cruciata*, *L. deleoni*, *L. disneyi*, *L. longipalpis*, *L. manciola*, *L. olmeca olmeca*, *L. ovallesi*, *L. panamensis*, *L. permira*, *L. shannoni*, *L. trinidadensis*), variables mes de colecta, transectos muestreados y escala espacial; fueron sometidos al análisis de regresión de Poisson, para determinar la correlación entre las variables.

Para los análisis estadísticos se consideró los registros de datos (bióticos y abióticos) de los puntos de colecta de las trampas de luz CDC; no se consideró las colectas de las trampas Shannon.

De los análisis se encontró que 5 de los 15 especies de flebotomíneos registrados como: *Brumptomyia mesai*, *Lutzomyia cruciata*, *Lutzomyia deleoni*, *Lutzomyia disneyi* y *Lutzomyia shannoni* presentaron cierta correlación a variable abióticas y bióticas, es así que la especie: *Brumptomyia mesai* presentó correlación a las variables abióticas: temperatura ambiental, humedad relativa, humedad absoluta y punto de rocío, así como de las variable mes de colecta, transecto muestreado y escala espacial con una r^2 de 25.59% de encontrar esta especie bajo estos parámetros; *Lutzomyia cruciata* sin embargo solo presentó correlación a la variable mes de colecta y escala espacial con una r^2 de 28.59%; *Lutzomyia deleoni* presentó correlación a las variables abióticas: humedad relativa (%), humedad absoluta, punto de rocío, DAP, temperatura ambiental y como variables bióticas de *H. gaumeri*, así como de la variable mes de colecta, transecto muestreado y escala espacial con una r^2 de 33.38%; *Lutzomyia disneyi* presentó correlación a las variables abióticas: humedad relativa, punto de rocío, DAP, así como de la variable mes de colecta, transecto muestreado con una r^2 de 17.97%. Finalmente *Lutzomyia shannoni* presentó correlación a las variables abióticas: humedad absoluta, *Heteromys gaumery* así como de las variables mes de colecta, transecto muestreado y escala espacial con una r^2 de 20.29%. De las 5 especies de flebotomíneos que presentaron correlación a las variables bióticas y abióticas la especie *Lutzomyia deleoni* presento una mayor correspondencia con respecto a las demás especies que presentaron correlación alguna (Cuadro 9.)

Cuadro 9. Flebotomíneos asociados a variables bióticas y abióticas en las escalas espaciales 15 m, 62 m y 125 m.

Especie	Variable	Df	Chi-square	p value	r ²
<i>Brumptomyia mesai</i>	Temperatura	1	5.6	0.018	25.59%
	Hum. Rel.	1	8.8	0.003	
	Hum. Abs.	1	3.1	0.078	
	Punto de rocío	1	3.6	0.057	
	Mes	10	138.7	0	
	Transecto	8	44.2	0	
	Escala	2	11.9	0.003	
<i>Lutzomyia cruciata</i>	Mes	11	182.0	0	28.59%
	Escala	2	69.2	0	
<i>Lutzomyia deleoni</i>	Hum. Rel.	1	11.5	0.001	33.38%
	Hum. Abs.	1	9.5	0.002	
	Punto de rocío	1	7.9	0.005	
	DAP	1	4.9	0.027	
	Temperatura	1	5.2	0.023	
	Mes	11	229.9	0	
	Transecto	8	52.5	0	
	Escala	2	5.2	0.074	
<i>Heteromys gaumeri</i>		1	13.3	0	
<i>Lutzomyia disneyi</i>	Hum. Rel.	1	2.9	0.087	17.97%
	Punto de rocío	1	1.8	0.184	
	DAP	1	3.6	0.057	
	Mes	11	39.6	0	
	Transecto	8	36.9	0	
<i>Lutzomyia shannoni</i>	Hum. Abs.	1	17.2	0	20.29%
	Mes	11	62.0	0	
	Transecto	8	20.6	0.008	
	Escala	2	12.5	0.002	
	<i>Heteromys gaumery</i>	1	4.1	0.043	

7.11.1. Correlación de variables bióticas y abióticas asociadas a *Brumptomyia mesai* (Sherlock 1962).

Los análisis de regresión de Poisson mostraron que de las 7 variables analizadas solo 5 variables ambientales condicionaron la presencia de *Brumptomyia mesai*, es así: la variable temperatura, humedad relativa, humedad absoluta fueron inversamente proporcional a la presencia de *Brumptomyia mesai*, y no así con la variable punto de rocío; sin embargo se puede observar que el mes de colecta, transecto muestreado como la escala espacial mostraron dependencia para la presencia de *Brumptomyia mesai*, es así, que para el mes de febrero 2014 y la escala espacial 15 fueron donde se registró mayor actividad de *Brumptomyia mesai* (Cuadro 10). La presencia y/o actividad de

Brumptomyia mesai es resumida a la ecuación de regresión en la que se encuentra a esta especie ($Br. mesai = \exp(Y')$).

Regression Equation: $Br. mesai = \exp(Y')$

$$Y' = 416 - 0.1130 \text{ Temperatura } (^{\circ}\text{C}) - 0.0990 \text{ Hum. Rel.}(\%) - 8.47 \text{ Hum. Abs.} + 6.23 \text{ Punto de rocío } (^{\circ}\text{C}) \\ + 0.0 \text{ Mes}_1 + 0.027 \text{ Mes}_2 - 2.064 \text{ Mes}_4 - 3.917 \text{ Mes}_5 - 3.233 \text{ Mes}_6 - 2.054 \text{ Mes}_7 - 3.96 \text{ Mes}_8 - \\ 1.512 \text{ Mes}_9 - 2.024 \text{ Mes}_{10} - 2.348 \text{ Mes}_{11} - 1.324 \text{ Mes}_{12} + 0.0 \text{ Transecto}_0 + 1.658 \text{ Transecto}_1 + \\ 0.593 \text{ Transecto}_2 + 1.693 \text{ Transecto}_3 + 1.143 \text{ Transecto}_4 + 1.166 \text{ Transecto}_5 + 1.393 \text{ Transecto}_6 \\ + 1.019 \text{ Transecto}_7 + 1.942 \text{ Transecto}_8 + 0.0 \text{ Escala}_{15} - 0.601 \text{ Escala}_{62} - 0.377 \text{ Escala}_{125}$$

Cuadro 10. Variables bióticas y abióticos asociadas a la presencia de *Brumptomyia mesai*.

Term	Coef	SE Coef	VIF
Constant	416	263	
Temperatura	-0.113	0.0705	8.81
Hum. Rel.	-0.099	0.03	6.15
Hum. Abs.	-8.47	5.4	18818.15
Punto de rocío	6.23	3.75	18572.49
Mes			
2	0.027	0.417	8.62
4	-2.064	0.598	6.87
5	-3.917	0.871	2.25
6	-3.233	0.759	3.92
7	-2.054	0.793	14.61
8	-3.96	1.02	3.06
9	-1.512	0.66	11.13
10	-2.024	0.85	10.81
11	-2.348	0.598	3.75
12	-1.324	0.474	5.4
Transecto			
1	1.658	0.554	7.15
2	0.593	0.642	2.8
3	1.693	0.552	6.84
4	1.143	0.561	6.82
5	1.166	0.549	7.94
6	1.393	0.564	8.62
7	1.019	0.556	7.43
8	1.942	0.535	14.57
Escala			
62	-0.601	0.177	1.61
125	-0.377	0.183	1.74

7.11.2. Correlación de variables bióticas y abióticas asociadas a *Lutzomyia cruciata* (Coquillett, 1907).

Los análisis de regresión de Poisson mostraron que las variables bióticas y abióticas no presentaron ninguna dependencia para la presencia/actividad de *Lutzomyia cruciata*, sin embargo mostro que las variables mes y escala espacial fueron variables relacionadas a la presencia de *Lutzomyia cruciata* (Cuadro 11.), siendo resumida su

presencia de encontrar a esta especie por la ecuación de regresión (Regression Equation: *L. cruciata* = exp (Y'))

Regression Equation: *L. cruciata* = exp(Y')

$$Y' = -0.416 + 0.0 \text{ Mes_1} - 0.695 \text{ Mes_2} - 0.513 \text{ Mes_3} - 1.135 \text{ Mes_4} - 0.575 \text{ Mes_5} + 1.116 \text{ Mes_6} + 1.659 \text{ Mes_7} - 1.655 \text{ Mes_8} - 0.086 \text{ Mes_9} - 0.855 \text{ Mes_10} - 2.52 \text{ Mes_11} + 0.811 \text{ Mes_12} + 0.0 \text{ Escala_15} - 1.056 \text{ Escala_62} - 1.494 \text{ Escala_125}$$

Cuadro 11. Variables bióticas y abióticos asociadas a la presencia de *Lutzomyia cruciata*.

Term	Coef	SE Coef	VIF
Constant	-0.416	0.294	
Mes			
2	-0.695	0.532	1.38
3	-0.513	0.5	1.45
4	-1.135	0.577	1.3
5	-0.575	0.476	1.52
6	1.116	0.331	3.26
7	1.659	0.319	3.83
8	-1.655	0.764	1.15
9	-0.086	0.418	1.8
10	-0.855	0.532	1.38
11	-2.52	1.04	1.08
12	0.811	0.345	2.8
Escala			
62	-1.056	0.184	1.06
125	-1.494	0.219	1.06

7.11.3. Correlación variables bióticas y abióticas asociadas a *Lutzomyia deleoni* (Fairchild & Hertig 1947).

Los análisis de regresión de Poisson mostraron que las variables humedad relativa, punto de rocío y temperatura fueron inversamente proporcional a la presencia de *Lutzomyia deleoni*, y no así con las variables humedad absoluta y DAP; mientras registradas que las variables mes, transecto de colecta, escala espacial y *Heteromys gaumeri*, fueron variables relacionadas a la presencia y actividad de *Lutzomyia deleoni* (Cuadro 12.) y resumida a la ecuación de regresión en la que se halla a esta especie:

Regression Equation: *L. deleoni* = exp(Y')

$$Y' = -212.1 - 0.0792 \text{ Hum. Rel.(\%)} + 4.39 \text{ Hum. Abs.(\%)} - 2.669 \text{ Punto de rocío (°C)} + 0.00973 \text{ DAP 15 (cm)} - 0.0551 \text{ Temperatura (°C)} + 0.0 \text{ Mes_1} - 0.704 \text{ Mes_2} - 1.526 \text{ Mes_3} - 1.842 \text{ Mes_4} - 1.790 \text{ Mes_5} + 0.099 \text{ Mes_6} - 2.407 \text{ Mes_7} - 2.626 \text{ Mes_8} - 0.138 \text{ Mes_9} - 1.374 \text{ Mes_10} - 0.989 \text{ Mes_11} - 0.142 \text{ Mes_12} + 0.0 \text{ Transecto_0} - 0.271 \text{ Transecto_1} - 0.261 \text{ Transecto_2} + 0.137 \text{ Transecto_3} - 0.093 \text{ Transecto_4} - 0.354 \text{ Transecto_5} - 0.556 \text{ Transecto_6} - 1.321 \text{ Transecto_7} -$$

$$0.867 \text{ Transecto_8} + 0.0 \text{ Escala_15} + 0.252 \text{ Escala_62} + 0.021 \text{ Escala_125} \\ + 0.0 \text{ Heteromys gaumeri_1_0} + 0.803 \text{ Heteromys gaumeri_1_1}$$

Cuadro 12. Variables bióticas y abióticas asociadas a la presencia de *Lutzomyia deleoni*.

Term	Coef	SE Coef	VIF
Constant	-212.1	69.1	
Hum. Rel.	-0.0792	0.0207	28.64
Hum. Abs.	4.39	1.41	3569.96
Punto de Rocío	-2.669	0.94	3468.6
DAP	0.00973	0.00422	1.62
Temperatura	-0.0551	0.0227	11.36
Mes			
2	-0.704	0.452	3.53
3	-1.526	0.584	5.57
4	-1.842	0.562	3.68
5	-1.79	0.607	9
6	0.099	0.568	28.81
7	-2.407	0.684	7.22
8	-2.626	0.725	4.63
9	-0.138	0.546	21.67
10	-1.374	0.67	18.8
11	-0.989	0.509	5.87
12	-0.142	0.443	7.13
Transecto			
1	-0.271	0.364	3.7
2	-0.261	0.392	2.51
3	0.137	0.369	3.58
4	-0.093	0.335	6.6
5	-0.354	0.343	9
6	-0.556	0.354	8.74
7	-1.321	0.366	4.42
8	-0.867	0.354	6.31
Escala			
62	0.252	0.129	1.7
125	0.021	0.148	1.9
Heteromys gaumeri			
1	0.803	0.201	1.13

7.11.4. Correlación de variables bióticas y abióticas asociadas a la presencia de *Lutzomyia disneyi* (Williams, 1987).

Los análisis de regresión de Poisson mostraron que las variables abióticas de humedad relativa y DAP fueron inversamente proporcional a la presencia de *Lutzomyia disneyi*, y no así el punto de rocío; mientras las variables mes, transecto fueron variables relacionadas a la presencia de *Lutzomyia disneyi* (Cuadro 13.) siendo resumida su presencia de encontrar a esta especie por la ecuación de regresión (Regression Equation: *L. disneyi* = exp (Y'))

Regression Equation: *L. disneyi* = exp(Y')

$$Y' = 0.78 - 0.0456 \text{ Hum. Rel.(\%)} + 0.1305 \text{ Punto de rocío (}^{\circ}\text{C)} - 0.0202 \text{ DAP 15 (cm)} + 0.0 \text{ Mes_1-} \\ 0.635 \text{ Mes_2} - 1.379 \text{ Mes_3} - 1.452 \text{ Mes_4} - 3.46 \text{ Mes_5} - 0.599 \text{ Mes_6} - 0.420 \text{ Mes_7} - 2.162 \text{ Mes_8} -$$

$$0.263 \text{ Mes}_9 - 1.087 \text{ Mes}_{10} - 0.865 \text{ Mes}_{11} - 1.684 \text{ Mes}_{12} + 0.0 \text{ Transecto}_0 + 0.251 \text{ Transecto}_1 - 0.54 \text{ Transecto}_2 + 0.441 \text{ Transecto}_3 + 0.485 \text{ Transecto}_4 - 0.476 \text{ Transecto}_5 + 1.655 \text{ Transecto}_6 + 0.586 \text{ Transecto}_7 + 1.076 \text{ Transecto}_8$$

Cuadro 13. Variables bióticas y abióticas asociadas a la presencia de *Lutzomyia disneyi*.

Term	Coef	SE Coef	VIF
Constant	0.78	1.37	
Hum. Rel.	-0.0456	0.0229	7.85
Punto de rocío	0.1305	0.0907	10.13
DAP	-0.0202	0.0109	1.84
Mes			
2	-0.635	0.607	2.4
3	-1.379	0.771	2.28
4	-1.452	0.771	2.83
5	-3.46	1.6	2.52
6	-0.599	0.751	7.6
7	-0.42	0.843	10.98
8	-2.162	0.949	2.62
9	-0.263	0.705	7.37
10	-1.087	0.843	5.24
11	-0.865	0.66	3.22
12	-1.684	0.754	1.65
Transecto			
1	0.251	0.879	2.97
2	-0.54	1	1.98
3	0.441	0.892	3.06
4	0.485	0.784	6.03
5	-0.476	0.837	3.96
6	1.655	0.766	12.65
7	0.586	0.781	6.92
8	1.076	0.746	11.56

7.11.5. Correlación de variables bióticas y abióticas asociadas a la presencia de *Lutzomyia shannoni* (Dyar, 1929).

Los análisis de regresión de Poisson mostraron que las variables abióticas de humedad absoluta, y la variable biótica *Heteromys gaumeri* presentaron relación a la presencia y actividad de *Lutzomyia shannoni* (Cuadro 14.) al igual que las variable mes, transecto y escala espacial, siendo resumida su presencia de encontrar a esta especie por la ecuación de regresión (Regression Equation: *L. shannoni* = exp (Y'))

Regression Equation: *L. shannoni* = exp(Y')

$$Y' = -50.1 + 0.795 \text{ Hum. Abs.} + 0.0 \text{ Mes}_1 - 2.225 \text{ Mes}_2 - 1.074 \text{ Mes}_3 - 0.990 \text{ Mes}_4 - 3.78 \text{ Mes}_5 - 2.67 \text{ Mes}_6 - 2.31 \text{ Mes}_7 - 5.26 \text{ Mes}_8 - 2.09 \text{ Mes}_9 - 4.32 \text{ Mes}_{10} - 4.08 \text{ Mes}_{11} - 1.869 \text{ Mes}_{12} + 0.0 \text{ Transecto}_0 - 0.886 \text{ Transecto}_1 + 0.706 \text{ Transecto}_2 + 1.431 \text{ Transecto}_3 - 0.027 \text{ Transecto}_4 - 0.027 \text{ Transecto}_5 + 0.577 \text{ Transecto}_6 + 0.769 \text{ Transecto}_7 + 0.592 \text{ Transecto}_8 + 0.0 \text{ Escala}_{15} - 0.348 \text{ Escala}_{62} - 1.099 \text{ Escala}_{125} + 0.0 \text{ Heteromys gaumeri}_{1_0} + 1.149 \text{ Heteromys gaumeri}_{1_1}$$

Cuadro 14. Variables bióticas y abióticas asociadas a la presencia de *Lutzomyia shannoni*.

Term		Coef	SE Coef	VIF
Constant		-50.1	12.9	
Hum. Abs.		0.795	0.214	8.57
Mes				
	2	-2.225	0.884	2.27
	3	-1.074	0.83	8.69
	4	-0.99	0.743	6.2
	5	-3.78	1.1	4.62
	6	-2.67	1.03	10.23
	7	-2.31	1.06	13.53
	8	-5.26	1.45	2.09
	9	-2.09	1.07	12.78
	10	-4.32	1.32	11.3
	11	-4.08	1.15	2.57
	12	-1.869	0.859	4.15
Transecto				
	1	-0.886	0.74	2.1
	2	0.706	0.673	3.69
	3	1.431	0.643	3.36
	4	-0.027	0.679	2.59
	5	-0.027	0.633	3.89
	6	0.577	0.6	5.02
	7	0.769	0.595	4.71
	8	0.592	0.58	5.11
Escala				
	62	-0.348	0.262	1.5
	125	-1.099	0.33	1.3
<i>Heteromys gaumeri</i>				
	1	1.149	0.506	1.21

VIII. DISCUSIÓN

8.1. Composición de flebotomíneos (Phlebotominae)

En el presente trabajo de investigación de selva mediana subperennifolia en tres escalas espaciales en periodo anual se registró un total 15 especies de flebotomíneos; trabajos como May-Uc et al. (2011) del estudio en 18 localidades en Quintana Roo registró 23 especies de flebotomíneos; en el presente trabajo de investigación se registró 13 de los 23 especies registradas, lo que se demuestra de la riqueza de especies de flebotomíneos del área de estudio; así como lo menciona de la mayor riqueza de especies flebotomíneos en ambientes de selva o bosques primarios (Azevedo et al. 2002; Souza-Pinto et al. 2010; Traviezo-Valles et al. 2012; Frank-Thies et al. 2016; De Lucas et al. 2002; Salomón et al. 2003) o de bosques con latitudes bajas, donde 1 hectárea de bosque puede contener hasta 50 especies de flebotomíneos (Young y Arias 1992).

Se hace el primer registro para México de *L. manciola*, siendo esta especie registrado y descrito por Ibáñez- Bernal (2001) para Belice a partir de un solo ejemplar hembra, lo que reconfirma la descripción de esta especie y de nuevo registro para México, quedando pendiente del registro y descripción de ejemplar macho de esta especie; igualmente se reporta del presencia y registro de *L. disneyi* para para el estado de Quintana Roo.

8.2. Diversidad de flebotomíneos por escalas espaciales.

La abundancia de los flebotomíneos por escalas espaciales mostraron que la escala espacial 62 m fue de mayor abundancia; del cual, se presume que factores bióticos y abióticos a estos espacios o escalas espaciales proporcionen de condiciones adecuadas de adaptabilidad y dominancia de una determinada población(es) de flebotomíneos, congregándolas a esta escala espacial; como lo menciona Bowman et al. (2000), Quintana et al. (2012) y Valderrama et al. (2008) de los diferentes factores (bióticos y abióticos) que establezcan la selección apropiada para el establecimiento y abundancia a escalas espaciales; como se observó con *L. cruciata*, *L. ovallesi* y *L. shannoni* de mayor abundancia en la escala espacial 62 m; siendo especies también reportados de mayor abundancia por Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez (2017) de colectas por diferentes

tipos de trampa y diversidad alfa de flebotomíneos en el ejido Limones, Rebollar-Téllez et al. (2006) del registro y listado de flebotomíneos en localidades de la Península de Yucatán, Pérez et al. (2014) de la composición y abundancia de flebotomíneos en agro ecosistemas y Mikery-Pacheco et al. (2015) de la diversidad de especies de flebotomíneos en áreas urbanos.

En cambio la riqueza específica por escalas espaciales fueron más diversas en la escala espacial 15 m; lo que hace que esta escala espacial presente mayor número especies de flebotomíneos que las escalas espaciales 62 m y 125 m, diferenciándose por la presencia y/o actividad de *L. longipalpis*, *L. manciola*, *L. panamensis* y *L. permira*, especies que posiblemente se establezcan a estas escalas espaciales por sus condiciones ambientales. Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez (2017) registraron la riqueza específica para el mismo área de colecta de 13 especies flebotomíneos, sin embargo esta riqueza específica es registrado solo en la escala espacial 125 m; escala espacial que en su composición de flebotomíneos se tiene a *L. longipalpis*, *L. panamensis* y *L. disneyi* que lo diferencia a lo reportado por Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez (2017).

Los índices de dominancia en las escalas espaciales mostraron que la escala espacial 62 m presentó mayor congregación de flebotomíneos respecto a las escalas espaciales 15 m y 125 m, lo que establece la mayor presencia y actividad de *L. cruciata*, *L. ovallesi* y *L. shannoni* en la escala espacial 62 m, lo que es encontrado por el índice de Berger-Parker de su dominancia y de menor congregación o diversidad de especies de flebotomíneos; además de las especies registradas como dominantes Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez (2017) de colectas por diferentes tipos de trampas reportaron como especie dominante también a *Brumptomyia mesai*.

Los índices Shannon-Wiener de las escalas espaciales 15 m y 125 m presentaron igual valor, presentando una mayor diversidad de poblaciones de flebotomíneos; sin embargo, la escala espacial 15 m presentó mayor diversidad de especies efectivas (q_2). Trabajos de diversidad de flebotomíneos como Valderrama et al. (2011) en Panamá, registro alta diversidad ($H' = 2.41$) en ambientes de selva en 43 localidades estudiadas, Casaril et al. (2014) en Brasil de áreas endémicas de leishmaniasis visceral reportaron menor diversidad ($H' = 0.43$), Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez (2017) registraron

para la misma zona de estudio un índice de $H' = 1.42$. Índices de diversidades que no necesariamente fueron registradas a escalas espaciales, sin embargo estas diferencias demuestran que se tienen condicionantes (factores bióticos y abióticos) a escalas espaciales, áreas o espacios reducidas para el establecimiento de posibles flebotomíneos vectores de la leishmaniasis como lo mencionaron Bowman et al. (2000), Quintana et al. (2012), Valderrama et al. (2008) y posterior establecimiento de nidos de leishmaniasis.

Los índices de Pieulo mostraron que los valores de las escalas espaciales 15.62 m, 62.5 m y 125 m, fueron mayores a 1 correspondiendo a que las escalas espaciales y los flebotomíneos que lo conforman son igualmente abundantes, pero de mejor distribución equitativa de las 13 especies de flebotomíneos que conforman la escala espacial 125 m (0.67), en la que probablemente los gremios, población(es) de flebotomíneos no presenten competencia o desplazamiento entre ellos.

8.3. Distribución espacial de flebotomíneos por escalas espacial.

La distribución espacial de flebotomíneos por escala espacial mostraron que *L. cruciata* presentó distribución espacial agregada en las tres escalas espaciales, lo que hace presumir que su interacción en las escalas espaciales le es indistinta, sin embargo tiene mayor agregación en la escala espacial 62 m, lo que hace conjeturar de su mejor desarrollo y adaptabilidad a estas escalas y de dominancia de esta especie; así como lo mencionan Rebollar-Téllez et al. (2006), Pérez et al. (2013), Mikery-Pacheco et al. (2015). Sin embargo se observó que a pesar la dominancia y de mayor agregación de *L. cruciata* en la escala espacial 62 m es superado solo por la especie *L. olmeca olmeca* que fue la especie con mayor agregación a esta escalas espacial, lo que hace conjeturar que estas dos especies tienen los mismos requerimientos de habitabilidad a estas escalas espaciales. Por otro lado *L. shannoni* es la única especie que presenta distribución agregada en las escalas espaciales 15 m y 62 m y de mejor interacción a escalas espaciales de 15 m, lo que hace prever que *L. shannoni* estén más restringido a espacios menores de 62 m. La presencia de especies con distribución uniforme (*L. trinidadensis* y *L. manciola*) probablemente fueron como resultado de la temporalidad de estas especies en las que fueron colectadas y no fueron representativa al análisis del poder de Taylor

como ocurre con las especies de *L. longipalpis* y *L. panamensis*, así como lo menciona Wilson (1965) que la presencia de una distribución al azar y uniforme resulta inusual.

8.4. Dinámica poblacional de flebotomíneos por escala espacial.

La dinámica poblacional de las poblaciones de flebotomíneos por escala espacial mostraron variaciones heterogéneas respecto al periodo de tiempo de colecta; siendo la escala espacial 62 m el que registró mayor presencia y/o actividad de flebotomíneos, correspondiendo a la temporadas de lluvias (mayo a octubre) con el mes de agosto de mayor registro, temporada de nortes (noviembre a enero) con el mes de diciembre y temporadas de secas (noviembre a abril) con el mes de marzo en los que se observó el aumento de poblaciones de flebotomíneos; estudios como Andrade-Narváez et al. (2003), mencionan como periodos de transmisión de las leishmaniasis entre los meses de diciembre a marzo; lo cual concuerda con lo encontrado en el presente trabajo de investigación de mayor actividad y presencia de flebotomíneos en la temporada de nortes y temporada de secas, como lo registró Rebollar- Téllez et al. (1996c) de la abundancia de poblaciones de flebotomíneos en la época de nortes; sin embargo este comportamiento difiere por lo registrado por Chaniotis et al. (1971) de trabajos realizados en Panamá, en la que registró bajas poblaciones de flebotomíneos en épocas de secas. Por otro lado Rutledge y Ellenwood et al. (1975), Souza et al. (2004), Guernaoui et al. (2006), Costa et al. (2013) y Gaglio et al. (2014) mencionan que los factores o variables climáticas propias de cada región o área influyen en la dinámica poblacional de flebotomíneos, de lo cual se presupone que las condiciones climáticas (variables abióticas y bióticas) en los meses diciembre y marzo facilitaron de mayor presencia y/o actividad de poblaciones de flebotomíneos en la escala espacial 62 m. En cambio las escalas espaciales 15 m y 125 m presentaron mayor porcentaje de abundancia de poblaciones de flebotomíneos en la temporada de lluvias (agosto, setiembre, junio y julio), lo cual concuerda con lo registrado por Chaniotis et al. (1971) de mayor abundancia de flebotomíneos en épocas de lluvia.

8.5. Esfuerzo de captura por escalas espaciales.

El esfuerzo de captura en las escala espacial 15 m, 62 m y 125 m con 180 trampas-noche por escala en un periodo anual, fueron suficientes para lograr el

inventario completo de especies de flebotomíneos; así como lo menciono Jiménez-Valverde y Hortal (2003) del mayor número de especies registradas y de encontrar una especie nueva a más tiempo de colecta; con 540 trampas-noche para el total de escalas espaciales se logró un esfuerzo de captura del 100% con pendiente de la ecuación de Clench de 0.01, con lo cual se logró el registro completo de especies para esta área de estudio; sin embargo este hallazgo difiere con lo encontrado por Rodríguez-Rojas y Rebollar-Téllez (2017) por el no registro de *L. longipalpis*, *L. panamensis* y *L. disneyi* y registro de 13 especies de flebotomíneos para la zona de colecta.

El registro de las 15 especies de flebotomíneos (S_{obs}) en la escala espacial 15 m y a lo hallado de la ecuación de Clench (S_{est}) mostraron que esta escala espacial proporciona factores adecuados para encontrar mayor diversidad de especies de flebotomíneos y de mejor proporción equitativa, como se observó por los índices de Margalef, Shannon-Wiener y Pielou; en cambio en la escala espacial 62 m logró solo 12 especies y por los índices riqueza específica y de equidad (D_{mg} y D') manifestaron menor diversidad y dominancia de esta escala espacial; en cambio la escala espacial 125 m a pesar de presentar el mismo esfuerzo de captura (por la ecuación de Clench), está se diferenció de la escala espacial 15 m por ser la segunda escalas con mejor riqueza específica (D_{mg} y H') y de mejor distribución equitativa ($J = 0.67$).

8.6. Análisis de clúster por escalas espacial.

Respecto a la similitud, las escalas espaciales 15 m y 125 m presentaron al menos 13 especies en común agrupándolos en un solo grupo distinto de la escala espacial 62 m. Se observó que las escalas espaciales 15 m y 125 m provean los factores bióticos y abióticos adecuados o necesarios para las 13 especies de flebotomíneos en común, lo que es mencionado por Herrero et al. (1993) del estudio de la similitud de localidades endémicas a leishmaniasis en la que hace referencia de microambientes favorables de alimentación, humedad y temperatura adecuadas para el desarrollo de formas inmaduras de los flebotomíneos en zonas endémicas.

8.7. Roedores en escalas espaciales.

La presencia de roedores por escalas espacial presentó variación heterogénea; con un esfuerzo de captura de 288 trampas-noche por escala espacial, solo se capturó 18

ejemplares. La baja colecta de roedores pudo ser influenciada por los factores bióticos como alimentación, refugio, depredadores y/o temporalidad; así como lo menciona Kelly y Caro (2003) de estudios en roedores en Belice en el que registraron bajas densidades de roedores debido a la presencia de depredadores y de las condiciones del suelo.

Hernández-Betancourt et al. (2008), Címé (2006), Sáenz (1999) y Lawlor (1982) indicaron que la actividad de *O. phyllotis* es principalmente sobre bejucos horizontales a diferentes alturas, siendo esto probablemente una condicionante por el que se obtuvo menor abundancia de esta especie en las escalas espaciales, sin embargo esto no quiere decir que no tengan actividad en el suelo, ya que sus madrigueras se encuentran ocultas bajo la superficie y probablemente compartan con *Heteromys gaumeri*. (Hernández-Betancourt et al. 2008).

Hernández-Betancourt (2003) de estudios realizados en Yucatán encontraron, que la mayor presencia/abundancia de *Heteromys gaumeri* son en áreas de estratos arbóreos desarrolladas en el que encuentran el alimento necesario, lo que hace conjeturar que estas condiciones fueron encontradas por *Heteromys gaumeri* en la escala espacial 125 m y de mayor abundancia a esta escala espacial.

Por otro lado, estudios en selva mediana caducifolia y selva inundable por MacSwiney G. et al. (2012) en Quintana Roo, registraron mayor dominancia de *Peromyscus yucatanicus*; en el presente trabajo de selva mediana subperennifolia se registró como la segunda especie más abundante en la escala espacial 125 m, por otro lado Hernández-Betancourt et al. (2003) de estudios realizados en Yucatán (selva mediana subcaducifolia) del estudio de roedores registró como especies de mayor abundancia relativa a *Heteromys gaumeri* (85%), *Ototylomys phyllotis* (14%), *Peromyscus yucatanicus* (0.6%), *Oryzomys melanotis* (0.3%), *Reithrodontomys gracilis* (0.05%) y *Sigmodon hispidus* (0.05%); en el presente trabajo de selva mediana subperennifolia también se encontró a *Heteromys gaumeri*, y *Peromyscus yucatanicus* de mayor abundancia y de menor abundancia de *Ototylomys phyllotis*.

8.8. Variables bióticas y abióticas asociadas a las poblaciones de flebotomíneos en las escalas espaciales.

Los análisis de correlación de las variables bióticas y abióticas mostraron que la interacción de las variables y la presencia y/o actividad de flebotomíneos en las escalas espaciales, presentaron coeficientes de correlación (r^2) no lo suficientemente representativo de dependencia o relación entre las variables. Sin embargo los coeficientes de correlación de cinco especies flebotomíneas (*Brumptomyia mesai*, *Lutzomyia cruciata*, *Lutzomyia deleoni*, *Lutzomyia disneyi* y *Lutzomyia shannoni*) mostraron cierta dependencia a algunas variables aunque los valores obtenidos no son lo suficientemente contundentes de dependencia; no obstante entrevé de alguna manera las condicionantes o variables (factores bióticos o abióticos) que probablemente rigen la ecología y el ecosistema específico de los flebotomíneos.

La no representatividad de los coeficientes de correlación de las variables (temperatura ambiental, temperatura del piso del bosque, humedad absoluta, humedad relativa, DAP, punto de rocío, pH, flebotomíneos y roedores) se debió a que no se encontró diferencias entre las variables consideradas que caractericen a cada escala espacial (15 m, 62 m y 125 m) que expliquen o demuestren de la dependencia o relación entre las variables, de esta manera permitan entender de las condiciones apropiadas o necesarias de la probable presencia, establecimiento u origen de nidos de leishmaniasis a una determinada área o escala espacial.

Los coeficientes de correlación obtenidos no permitieron confirmar la influencia de variables como reportaron Quintana et al. (2012), Morris et al. (1987), Feitosa y Castellon (2006), Johnson et al. (1999), Forattini (1973), Rutledge y Ellenwood et al. (1975), Souza et al. (2004), Guernaoui et al. (2006), Costa et al. (2013) y Gaglio et al. (2014), que factores como: temperatura, humedad, luz, altitud, características geográficas, meteorológicas, físicas y químicas influyen en la actividad/desarrollo y la dinámica poblacional de los flebotomíneos hasta en escalas regionales; sin embargo, los hallazgos encontrados en el presente trabajo concuerdan con los trabajos realizados en Brasil por Missawa et al. (2007) en el que observaron que variables ambientales como temperatura, humedad relativa y precipitación no influenciaron en la actividad y

presencia de *L. longipalpis*, así como lo reportan Souza et al. (2004), Días et al. (2007), Condino et al. (1998) y Falcão de Oliveira et al. (2016); y de reportes en los Estados Unidos por Ostfeld et al. (2004) que la temperatura y humedad, no influenciaron en la actividad y abundancia de *L. vexator*.

IX. CONCLUSIONES

Este estudio es el primero en su modalidad en identificar las principales variables bióticas y abióticas que determinen o establezcan el origen y/o mantenimiento de la nididad de leishmaniasis en flebotomíneos y roedores en escalas espaciales, así mismo se observó la diversidad y abundancia de flebotomíneos por escala espaciales.

Las variables bióticas y abióticas en las escalas espaciales no fueron determinante suficientes para influir en el establecimiento de nido(s) de infección de leishmaniasis en flebotomíneos y roedores; concluyendo que no se presentó una heterogeneidad de las variables bióticas y abióticas a escalas espaciales de 15 m, 62 m y 125 m en el área de estudio; por lo que no se presentó diferencia de colecta de flebotomíneos por escala espacial; sin embargo en términos de diversidad, la riqueza específica y abundancia de flebotomíneos y roedores por escala espacial fueron diferentes.

Se identificaron tres especies de roedores *Heteromys gaumeri*, *Ototylomys phyllotis* y *Peromyscus yucatanicus*, ninguno de los cuales resulto reservorio a *Leishmania* spp.

Finalmente se concluye que la nididad de la leishmaniasis en ambientes de selva es aún más complejo, en la que probablemente se esté presentando múltiples interacciones que puedan dilucidar del establecimiento o mantenimiento de la de nidos de leishmaniasis en flebotomíneos y roedores, condicionadas a las interacciones propias de los vectores, patógenos y reacciones de su medio ambiente o región.

X. LITERATURA CITADA

- Adler S. 1963. Differentiation of *Leishmania braziliensis* from *L. mexicana* and *L. tropica*. Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales 23(3/4):139:152
- Akhoundi M, Kuhls K, Cannet A, Votýpka J, Marty P, Delaunay P, Sereno D. 2016. A historical. Overview of the classification, evolution, and dispersion of *Leishmania* parasites and sandflies. PLoS Neglected Tropical Diseases 10(3):e0004349
- Alexander B. 1987. Dispersal of Phlebotomine Sand Flies (Diptera: Psychodidae) in a Colombian Coffee Plantation. Journal of Medical Entomology 24(5):552-558
- Alexander B. 2000. Sampling methods for phlebotomine sandflies. Medical and Veterinary Entomology 14:109-122.
- Alexander B, Young DG. 1992. Dispersal of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a colombian focus of *Leishmania (Viannia) brasiliensis* Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 87(3):397-403.
- Alvar J. 2001, Las Leishmaniasis: De la biología al control. Laboratorios Intervet S.A. 2da. Ed. España 200 pp.
- Alvar J, Vélez ID, Bern C, Herrero M, Desjeux P, Cano J, Jannin J, den Boer M, The WHO Leishmaniasis Control Team. 2012. Leishmaniasis Worldwide and Global Estimates of Its Incidence. PLoS One 7(5):e35671
- Andrade-Narváez FJ, Simmonds-Díaz EB, Aguilar-Rico S, Andrade-Narváez M, Palomo-Cetina A, Canto-Lara SB, Garcia-Miss MR, Madera-Sevilla M, Albertos-Alpuche NE. 1990. Incidence of localized cutaneous leishmaniasis (Chiclero's ulcer) in Mexico. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene 84:219-220.
- Andrade-Narváez FJ, A. Vargas-González., S. B. Canto-Lara., A. G. Damian-Centeno. 2001. Clinical Picture of Cutaneous Leishmaniasis Due to *Leishmania*

- (*Leishmania*) *mexicana* in the Yucatan Peninsula, Mexico. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 96:163:167.
- Andrade-Narváez FJ, Canto-Lara SB, Van Wynsbergue NR, Rebollar- Téllez EA, Vargas-González A, Albertos-Alpuche NE. 2003. Seasonal transmission of *Leishmania* (*Leishmania*) *mexicana* in the state of Campeche, Yucatán Peninsula, Mexico. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 98:95-998.
- Arias JR. Freitas RA. 1982. On the vectors of cutaneous leishmaniasis in central amazon of Brasil. 3. Phlebotomine sand fly stratificacion in a terra firme forest. Acta Amazonica 12:599-603.
- Azevedo ACR, Souza AN, Meneses CRV, Costa WA, Costa SM, Lima JB y Rangel EF. 2002. Ecology of sand flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in the north of the State of Mato Grosso, Brazil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 97: 459-464.
- Baéz-Villaseñor J, Ruiloba J, Rojas E. 1952. Presentación de un caso de Kala-azar. Revista de Investigación Clínica. México 4:57-58.
- Balashov, YuS. 2010. The 70th Anniversary of E.N. Pavlovsky's Concept of Natural Nidality of Human. Entomological Review 90:533-536. Disponible en: <https://link.springer.com/article/10.1134/S0013873810040123>
- Biagi F. 1953. Algunos comentarios sobre las leishmaniasis y sus agentes etiológicos. *Leishmania trópica mexicana*, nueva sub-especie. Medicina México 33:401-406.
- Biagi FF, De Biagi AM, Beltrán FH. 1965. *Phlebotomus flaviscutellatus*, transmisor natural de *Leishmania mexicana*. Medicina México 30:267-272.
- Bowman J, Forbes GJ, Dilworth TG. 2000. The spatial component of variation in small-mammal abundance measured at three scales. Canadian Journal of Zoology 79: 137-144.
- Canto-Lara SB, Cárdenas-Marrufo MF, Vargas-González A, Andrade-Narváez FJ. 1998. Isoenzyme characterization of *Leishmania* isolated from human cases with Localized Cutaneous Leishmaniasis from the State of Campeche, Yucatan

- Peninsula, Mexico. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene 58: 444-447.
- Canto-Lara SB, Van Wylsberghe NR, Vargas-González A, Ojeda-Farfán FF, Andrade-Narváez FJ. 1999. Use of monoclonal antibodies for the identification the *Leishmania* sp. Isolated from humans and wild rodents in the state of Campeche, México. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 94:350-309.
- Canto-Lara SB, Bote-Sánchez MD, Rebollar-Téllez EA, Andrade-Narváez FJ. 2007. Detection and identification of *Leishmania* kDNA in *Lutzomyia olmeca olmeca* and *Lutzomyia cruciata* (Diptera: Psychodidae) by polymerase chain reaction in southern Mexico. Entomological News 118:217-222.
- Chable-Santos JB, Van Wylsberghe NR, Canto-Lara SB, Andrade-Narvaez FJ. 1995. Isolation of *Leishmania (L) mexicana* from wild rodent and their possible role in the transmission of localized cutaneous leishmaniasis in the State of Campeche, México. The American Journal of Tropical medicine and hygiene 53:141-145
- Chaniotis BN, Correa MA, Tesh RB, Johnson KM. 1974. Horizontal and vertical movements of phlebotomine sandflies in a Panamanian rain forest. Journal of Medical Entomology 11:369-375.
- Cherry RH. 1984. Spatial distribution of White grubs (Coleoptera: Scarabidae) in Florida sugarcane. Journal Economy Entomology 77:1341-1343.
- Cimé Pool JA. 2006. Ecología de comunidades de pequeños roedores en un gradiente de perturbación de selva baja caducifolia espinosa de la Reserva Estatal de Dzilam, Yucatán, México. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma de Yucatán. pp 64.
- Costa PL, Dantas-Torres F, da Silva FJ, Guimarães VC, Gaudêncio K, Brandão-Filho SP. 2013. Ecology of *Lutzomyia longipalpis* in an area of visceral leishmaniasis transmission in north-eastern Brazil. Acta Tropica 126:99-102

- Colwell RK, Coddington JA. 1994. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society London B* 345: 101-118
- Colwell RK. 2013. EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Version 9.
- Coquillett DW. 1907. Discovery of blood sucking Psychodidae in America. *Entomology News* 18:101-102.
- Cruz-Ruiz AL, García-Rejón JE, Manrique-Saide P, Pérez-Mutul J. 1994. Taxonomical identification of anthropophilic species of *Lutzomyia* in Quintana Roo, Peninsula of Yucatán, México. *Revista Biomédica* 5:127-131.
- Clench HK. 1979. How to make regional list of butterflies: some thoughts. *Journal of Lepidoptera Society* 33:215-231.
- Dantas-Torres F. 2006. *Leishmania infantum* versus *Leishmania chagasi*: do not forget the law of priority. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 101(1):117-118.
- De Oliveira EF, Silva EA, Fernandes CES, Paranhos Filho AC, Gamarra RM, Ribeiro AA, Brazil RP, De Oliveira AG. 2012. Biotic factors and occurrence of *Lutzomyia longipalpis* in endemic area of visceral leishmaniasis, Mato Grosso do Sul, Brazil. *Memórias Instituto do Oswaldo Cruz* 107:396-401.
- Dias ES, França-Silva JC, Silva JC, Monteiro EM, Paula KM, Gonçalves CM, Barata RA. 2007. Flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) em um foco de leishmaniose tegumentar no Estado de Minas Gerais. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 40:49-52.
- Dutra-Rêgo F, Fernandes-Shimabukuro PH, Quaresma PF, Rismo-Coelho I, Barbosa-Tonelli G, Scofield Silva KM, Andrade Barata R, Santos Dias E, Ferreira-Gontijo CM. 2014. Ecological aspects of the Phlebotominae fauna (Diptera: Psychodidae) in the Xakriabá Indigenous Reserve, Brazil. *Parasites & Vectors* 7:220 <http://www.parasitesandvectors.com/content/7/1/220>.

- Dyar HG. 1929. The present knowledge of the American species of *Phlebotomus* Rondani (Diptera, Psychodidae). The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene 10:112-124
- Elliott JM. 1977. Some methods for statistical analysis of samples of benthic invertebrates. Freshwater Biological Association. (eds) 2a Scientific Publication N° 25. Titus Wilson and Son, Ambleside, UK.
- Fairchild GB, Hertig M. 1947. Notes on the *Phlebotomus* of Panama. (Diptera: Psychodidae). II. Descriptions of three new species. Annals of the Entomological Society of America 40:617- 622.
- Fairchild GB, Hertig M. 1948. Notes on the *Phlebotomus* of Panama (Diptera: Psychodidae) III. *P. cruciatus*, *trinidensis* and *gomezi*. Annals of the Entomological Society of America 41:247-257.
- Fairchild GB, Hertig M. 1953. Notes on the *Phlebotomus* of Panama (Diptera: Psychodidae) XI. The male of *P. cruciatus* Coq. And notes on related species. Annals of the Entomological Society of America 46:373-385.
- Fairchild GB, Hertig M. 1956. Notes on *Phlebotomus* of Panama (Diptera: Psychodidae). XII. The group *anthophorus* with descriptions of four new species from Panama and Mexico. Annals of the Entomological Society of America 49: 307-312.
- Fairchild GB, Hertig M. 1961. Three new species of *Phlebotomus* from Mexico and Nicaragua (Diptera: Psychodidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington 63:22-28.
- Falcão de Oliveira E, Araújo e Silva E, Dos Santos Fernandes CE, Paranhos Filho AC, Macedo-Gamarra R, Ribeiro AA, Peçanha Brazil R, Gutierrez de Oliveira A. 2012. Biotic factors and occurrence of *Lutzomyia longipalpis* in endemic area of visceral leishmaniasis, Mato Grosso do Sul, Brazil Memórias Instituto do Oswaldo Cruz 107(3):396-401.
- Falcão de Oliveira E, Casaril AE, Souza-Fernandes W, De Saboya Ravanelli M, De Medeiros MJ, Macedo-Gamarra R, Paranhos Filho AC, Teruya Oshiro E,

- Gutiérrez de Oliveira A, Bianchi Galati EA. 2016. Monthly Distribution of Phlebotomine Sand Flies, and Biotic and Abiotic Factors Related to Their Abundance, in an Urban Area to Which Visceral Leishmaniasis Is Endemic in Corumbá, Brazil. PLOS ONE 11(10):e0165155 doi:10.1371/journal.pone.0165155
- Feitosa MAC, Castellón EG. 2006. Fauna de flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) em fragmentos de floresta ao redor de conjunto habitacionais na cidade de Manaus, Amazonas, Brasil. Acta Amazonica 36(4):539-548.
- Fernández MS, Salomón OD, Cavia R, Pérez AA, Acardi SA, Guccione JD. 2010. *Lutzomyia longipalpis* spatial distribution and association with environmental variables in an urban focus of visceral leishmaniasis, Misiones, Argentina. Acta Trópica 114:81-87.
- Fernández MA, Santini MS, Cavia R, Sandoval AE, Pérez AA, Acardi S, Salomón OD. 2013. Spatial and temporal changes in *Lutzomyia longipalpis* abundance, a *Leishmania infantum* vector in an urban area in northeastern Argentina. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 108(7):817-824.
- Ferro C, Marín D, Góngora R, Carrasquilla MC, Trujillo JE, Rueda NK, Marín J, Valderrama-Ardila C, Alexander N, Pérez M, Munstermann LE, Ocampo CB. 2011. Phlebotominae vector ecology in the domestic transmission of American cutaneous leishmaniasis in Chaparral, Colombia. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene 85(5):847–56. doi: 10.4269/ajtmh.2011.10–0560
- Flores-Guido JS, Espejel-Carvajal I. 1994. Tipos de vegetación de la Península de Yucatán. Etnoflora Yucatanense. Universidad Autónoma de Yucatán, Mérida, Yucatán, México. Fascículo 3(10). <https://es.scribd.com/doc/179300729/Etnoflora-Yucatanense-Corregido>
- Forattini OP, 1973. Entomología médica. Psychodidae, Phlebotominae, leishmaniose, bartonelose, Vol. IV, Edgard Blucher, São Paulo 658 pp.

- Gaglio G, Brianti E, Napoli E, Falsone L, Dantas-Torres F, Tarallo VD, Otranto D, Giannetto S. 2014. Effect of night time-intervals, height of traps and lunar phases on sand fly collection in a highly endemic area for canine leishmaniasis. *Acta Tropica* 133:73-77.
- Galati EAB. 1995. Phylogenetic systematics of Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) with emphasis on american groups. *Boletín de la Dirección de Malariología y Salud Ambiental* 35(1):133-42.
- Galati, EAB. 2003. Classificação de Phlebotominae. *Flebotomíneos do Brasil* (eds) Rangel EF, and Lainson R, FIOCRUZ, Rio de Janeiro, pp. 23–51
- Galati EAB. 2016. Phlebotominae (Diptera, Psychodidae). Classificação, morfologia, terminologia e identificação de adultos: bioecologia e identificação de Phlebotominae, Apostila disciplina HEP 5752, Universidade de São Paulo, São Paulo, 126 pp.
- Gannon WL, Sikes RS. 2007. Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists. Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research. *Journal of Mammalogy* 88:809-823.
- Garnhman PCC. 1962. Cutaneous leishmaniasis in the New World with special reference to *Leishmania Mexicana*. Scientific Report of Instituto Superior di Sanita 2:76:82
- García EAB. 2004. Modificaciones al sistema de clasificación de Köppen: (Para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana) (eds) Instituto de Geografía, UNAM, México, pp. 1-90.
- García EAB. 2016. Classificação, morfologia, terminologia e identificação de Adultos: Vol. 1. Bioecologia e identificação de Phlebotominae (Diptera, Psychodidae). In: Rangel EF, Laison R, (eds) *Flebotomíneos do Brasil*. FIOCRUZ, Rio de Janeiro, pp.131.
- Gramiccia M, Grandoni L. 2005. The current status of zoonotic leishmaniasis and approaches to disease control. *International Journal for Parasitology* 35:1169-1180.

- Grimaldi G, David JR, McMahon-Pratt D. 1987. Identification and distribution of New World *Leishmania* species characterized by serodeme analysis using monoclonal antibodies. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 36(2):270-287.
- Gotelli NJ, Colwell RK. 2001. Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters* 4:379-391
- González C, Rebollar-Téllez EA, Ibáñez-Bernal S, Becker-Fauser I, Martínez-Meyer E, Peterson AT, Sánchez-Cordero V. 2011. Current Knowledge of *Leishmania* Vectors in Mexico: How Geographic Distributions of Species Relate to Transmission Areas. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 85(5):839-846
- González-Saldaña N, Macías-Parra M, López N, Vásquez-Tsuji O, Grajales-Beltrán AG, 2008. Caso clínico de un niño con leishmaniasis visceral en el que sospecho síndrome mieloproliferativo. *Revista de Enfermedades Infecciosas de Pediatría* 22(85)32-3.
- Gomes AC, Galati EAB. 1987. Aspectos ecológicos da leishmaniose tegumentar americana. 5. Estratificação da atividade espacial e estacional de Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) em áreas de cultura agrícola da região de Vale do Ribeira, Estado de São Paulo, Brasil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo* 82:467-473.
- Guernaoui S, Boussaa S, Pesson B, Boumezzough A. 2006. Nocturnal activity of phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae) in a cutaneous leishmaniasis focus in Chichaoua, Morocco. *Parasitology Research* 98:184-188.
- Hammer Ø, Harper DAT, Ryan PD. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontología Electrónica* 4 (1):9p.
- Handman E. 1999. Cell biology of *Leishmania*. *Advances in Parasitology* 44:1-39

- Hernández-Betancourt, S. 2003. Dinámica poblacional de *Heteromys gaumeri*, Allen y Chapman, 1897, en una selva mediana del Sur de Yucatán, México. Tesis Doctoral. UAM - Iztapalapa. pp. 150.
- Hernández-Betancourt SF, Cimé-Pool, Medina-Peralta S, Gonzáles Villanueva ML. 2008. Fluctuación poblacional de *Ototylomys phyllotis* Merriam, 1901 (Rodentia: Muridae) en una selva mediana subcaducifolia del sur de Yucatán, México Acta Zoológica Mexicana 24(2):161-177
- Hernández-Montes O, Monroy-Ostria A, McCann S, Berker DC. 1998. Identification of Mexican *Leishmania* species by analysis of PCR amplified DNA. Acta Tropica 71(2): 139-153.
- Hernández-Rivera MP, Hernández-Montes O, Chiñas-Pérez A, Batiza-Avelar JM, Sánchez-Tejeda G, Wong-Ramírez C, Monroy-Ostria A. 2015. Study of cutaneous leishmaniasis in the State of Campeche (Yucatan Peninsula), Mexico, over a period of two years. Salud Pública de México 57(1):58-65.
- Hertig M, 1942. *Phlebotomus* and Carrión's disease. I. Introduction II. Transmission experiments with wild sandflies III. Field studies on *Phlebotomus* IV. Masive infections of the sandfly proboscis with unidentified microorganisms. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene 22:1-81
- Ibáñez-Bernal S. 1999. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. I.- *Brumptomyia* França y Parrot; *Lutzomyia* França, las especies de *L. (Lutzomyia)* França y del grupo *Verrucarum*. Folia Entomológica Mexicana 107:61-116.
- Ibáñez-Bernal S. 2000a. Los Phlebotominae (Díptera: Psychodidae) de México. Tesis Doctoral Universidad Nacional Autónoma de México 288 pp.
- Ibáñez-Bernal S. 2000b. Psychodidae (Diptera). In: Llorente JE, González y Papavero N. (Eds.) Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su Conocimiento. Volumen II. México, D. F. Universidad Nacional Autónoma de México, pp. 607-626.

- Ibáñez-Bernal S. 2001. Notes on the Psychodidae (Diptera) of Belize: Subfamilies Bruchomyiinae and Phlebotominae. *Annals of the Entomological Society of America* 94(3):367-385.
- Ibáñez-Bernal S, Rodríguez-Domínguez G, Gómez-Hernández CH, Ricardez-Esquinca JR. 2004. First record of *Lutzomyia evansi* (Núñez-Tovar 1924) in México (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae) *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 99:127-129.
- Ibáñez-Bernal S. 2005a. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. V.- Clave Ilustrada para la identificación de los machos de *Lutzomyia* França. *Folia Entomológica Mexicana* 44:49-66.
- Ibáñez-Bernal S. 2005b. Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) de México. VI. Clave ilustrada para la identificación de las hembras de *Lutzomyia* França. *Folia Entomológica Mexicana* 44:195-212.
- Ibáñez-Bernal S, Hernández R, Mendoza F. 2006. Collections of Bruchomyiinae and Phlebotominae (Diptera: Psychodidae) from the north-central portion of the state of Veracruz, Mexico, with the description of a new species, *Zootaxa* 1270: 19–33.
- Ibáñez-Bernal S, May-Uc E, Rebollar-Téllez EA. 2010. Spatial variation of phlebotomine community structure in Quintana Roo, Mexico, *Zootaxa* 2448: 26–34.
- Ibáñez-Bernal S, Suárez-Landa T, Mendoza F. 2011. An updated checklist of the phlebotomine sand flies of Veracruz, Mexico (Diptera: Psychodidae, Phlebotominae) *Zootaxa* 2928:29-40
- Ibáñez-Bernal S, Kraemer MS, Stebner F, Wagner R. 2013. A new fossil species of Phlebotominae sand fly from Miocene amber of Chiapas, Mexico (Diptera: Psychodidae) *Paläontologische Zeitschrift* 88(2):227–233
- Ibáñez-Bernal, S, Muñoz J, Rebollar-Téllez EA, Pech-May A, Marina FC. 2015. Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) of Chiapas collected near the Guatemala border, with additions to the fauna of Mexico and a new subgenus

name. Zootaxa 3994(2):151-186. doi:
<http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.3994.2.1>

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). 2010. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. Censo de Población y Vivienda 2010. Disponible en: <http://www3.inegi.org.mx/sistemas/mexicocifras/default.aspx>

Jeraldo VLS, Góes MAO, Casanova C, de Melo CM, Araújo ED, Brandão Filho SP, Rocha Cruz AE, Pinto MC. 2012. Sandfly fauna in an area endemic for visceral leishmaniasis in Aracaju, State of Sergipe, Northeast Brazil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 45:318-322.

Johnson RN, Lawyer PG, Ngunbu PM, Mebrahtu YB, Mwanyumba JP, Mosonik NC, Makasa SJ, Githure JI y Roberts CR. 1999. Phlebotominae sand fly (Diptera: Psychodidae) seasonal distribution and infection rates in a defined focus of *Leishmania tropica*. *American Journal of Tropical Medicine Hygiene* 60:854–858

Jheman-Zetina. LJ. 2008. Leishmaniasis cutánea en el estado de Quintana Roo, México Artículo original. *Dermatología Revista Mexicana* 52(1):3-9.

Kartman L. 1967. Reviewed: Natural nidity of transmissible diseases by e. N. Pavlovsky 1964. *Archive of American journal of public health and the nation's health*. 57:913 disponible en: [//www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC1227369/](http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC1227369/)

Kelly MJ, Caro T. 2003. Low density of small mammal community at Las Cuevas Belice. *Mammalian Biology*. 68:372-386

Killick-Kendrick R. 1999. The biology and control of Phlebotomine sand flies. *Clinics in Dermatology* 17:279 - 289

Kovats RS, Campbell-Lendrum DH, McMichael AJ, Woodward A, Cox JStH. 2001. Early effects of climate change: do they include changes in vector-borne diseases. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London (Series B)* 356:1057-1068.

- Laison R, Shaw JJ. 1972. Leishmaniasis of the New World: Taxonomic problems. *British Medical Bulletin* 28:44-48.
- Lamas G, Robbins RK, Harvey DJ. 1991. A preliminary survey of the butterfly fauna of Pakitza, Parque Nacional del Manu, Peru, with an estimate of its species richness. *Publ. Mus. Hist. nat. UNMSM (A)* 40:1-19.
- Lambin EF, Tran A, Vanwambeke SO, Linard C, Soti V. 2010. Pathogenic landscapes: interactions between land, people, disease vectors, and their animal hosts. *International Journal of Health Geographics* 9:54. doi: 10.1186/1476-072X-9-54
- Lane RP. 1993. Sandflies (Phlebotominae). in: Lane RP, and Crosskey RW, (eds) *Medical Insect and Arachnids*. Chapman and Hall. London. pp. 78-119
- Lawlor TE. 1982. *Ototylomys phyllotis*. *Mammalian Species* 181:1-3.
- Lewis D, Young DG, Fairchild GB, Minter DM. 1977. Proposals for a stable classification of the phlebotomine sandflies (Diptera: Psychodidae). *Systematic Entomology* 2(4): 319-332.
- Lindsay SW, Birley MH. (1996) Climate change and malaria transmission. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 90: 573-588
- Lutz A, Neiva A, 1912. Contribuicao para o conhecimento das especies do genero *Phlebotomus* existentes no Brasil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 33:349-356.
- MacSwiney G. MC, Hernández-Betancourt SF, Panti-May JA y Pech-Canché JM. 2012. Ecología poblacional del ratón yucateco *Peromyscus yucatanicus* (Rodentia: Cricetidae) en las selvas de Quintana Roo, México en *Estudios sobre la Biología de Roedores Silvestres Mexicanos*, Cervantes FA y Ballesteros-Barrera (eds). Instituto de Biología UNAM, pp.237-246.
- Magurran AE. 1988. *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, New Jersey.

- Márquez F. 1965. Leishmaniasis cutánea diseminada anérgica. *Revista Medicina Cutánea*. 3:287-92.
- May-Uc E, Hernández-Arana HA, Rebollar-Téllez EA. 2011. Distribución de flebotominos (Diptera: Psychodidae) en Quintana Roo, México. *Acta Zoológica Mexicana*. (n. s.) 27(2):273-289.
- Minitab Inc 17.1.0 2014. Minitab Statistical Software. State College, Pennsylvania: Minitab Inc.
- Mikery-Pacheco OF, Rojas León JC, Rebollar-Téllez EA, Castillo Vera A. 2015. Sandfly (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) species diversity in an urban area of the municipality of Tapachula, Chiapas, Mexico. *Memórias Instituto do Oswaldo Cruz* 110(1): 142–144.
- Mills JN and Childs JE. 1998. Ecologic Studies of Rodent Reservoirs: Their Relevance for Human Health. *Emerging Infectious Diseases* 4 (4):529-537
- Missawa NA, Dias ES. 2007. Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in the municipality of Várzea Grande: an area of transmission of visceral leishmaniasis in the State of Mato Grosso, Brazil. *Memórias Instituto do Oswaldo Cruz* 2:913-918.
- Molyneux DH. 2003. Common themes in changing vector-borne disease scenarios. *Transactions of the royal society of tropical medicine and hygiene* 97(2):129-132.
- Montes de Oca-Aguilar AC, Moo-Llanes D, Rebollar-Téllez EA. 2013. Adult Sand Fly Species from Diurnal Resting Sites on the Peninsula of Yucatan, México *Southwestern Entomologist* 38 (2):241-149
- Monroy-Ostria A, Hernández-Montes O, Barker DC. 2000. Aetiology of visceral Leishmaniasis in Mexico. *Acta Tropica* 75:155-161.
- Moreno C. 2001. Métodos para medir la biodiversidad: Vol. 1. Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo, Oficina Regional de Ciencia y Tecnología para América Latina y el Caribe de UNESCO y Sociedad Entomológica Aragonesa. Serie Manuales y Tesis SEA. 84 p.

- Morrison AC, Ferro C, Morales A, Tesh RB, Wilson ML. 1993. Dispersal of the sand fly *Lutzomyia longipalpis* (Diptera: Psychodidae) at an endemic focus of visceral leishmaniasis in Colombia. *Journal of Medical Entomology* 30(2):427-435.
- Morris DW. 1987. Ecological scale and habitat use. *Ecology* 68: 362- 369.
- Nieves E, Oraá L, Rondón Y, Sánchez M, Sánchez Y, Rojas M, Rondón M, Rujano M, González N, Cazorla D. 2014. Effect of Environmental Disturbance on the Population of Sandflies and *Leishmania* Transmission in an Endemic Area of Venezuela. *Journal of Tropical Medicine* ID 280629, Pages 7 <http://dx.doi.org/10.1155/2014/280629>
- Newstead R. 1922. A new species of *Phlebotomus* from Trinidad. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 16:47-50.
- Organización mundial de la salud (WHO) y Organización Panamericana de la salud (OPS), Oficina regional para las Américas. Informe leishmaniasis N° 3. Informe Epidemiológico de las Américas Control of the leishmaniasis: Julio 2015. http://www.paho.org/hq/index.php?option=com_topics&view=article&id=29&Itemid=40754
- Ortiz CL. 1952. Sobre dos nuevos machos del género *Phlebotomus* (Díptera, Psychodidae). *Revista Venezolana de Sanidad y Asistencia Social* 17:153-158.
- Ostfeld RS, Keesing F. 2000. The function of biodiversity in the ecology of vector-borne zoonotic diseases. *Canadian Journal of Zoology* 78:2016-2078.
- Ostfeld RS, Roy P, Haumaier W, Canter L, Keesing F, Rowton ED. 2004. Sand Fly (*Lutzomyia vexator*) (Diptera: Psychodidae) populations in upstate New York: Abundance, microhabitat, and phenology. *Journal of Medical Entomology* 41(4):774-778.
- Pastor-Santiago JA, Chávez-López S, Guzmán-Bracho C, Flisser A, Olivo-Díaz A. 2012. American Visceral Leishmaniasis in Chiapas, Mexico. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 86(1):108–114.

- Pavlovsky EN. 1939. On nature focality of infectious and parasitic diseases, Vestnik An SSSR (in Russian).
- Pech-May A, Escobedo-Ortegón FJ, Berzunza-Cruz M, Rebollar-Téllez EA. 2010. Incrimination of four sandfly species previously unrecognized as vectors of *Leishmania* parasites in Mexico. Medical and Veterinary Entomology 24:150-161.
- Pech-May A, Peralta-Herrera G, Moo-LLanes DA, Escobedo-Ortegón J, Berzunza-Cruz M, Becker-Fauser I, Montes de Oca-Aguilar AC, Rebollar-Téllez EA. 2016. Assessing the importance of four sandfly species (Diptera: Psychodidae) as vectors of *Leishmania mexicana* in Campeche, Mexico. Medical and Veterinary Entomology 30(3):310-320 doi:10.1111/mve.12169.
- Pérez E, Villaseca P, Llanos-Cuentas A, Campos M, Guerra H. 1987. Técnicas para coleccionar "titiras" (*Lutzomyia* spp., Diptera: Psychodidae) en ambientes alto andinos. Revista Peruana de Entomología 30:77-80.
- Pérez J, Virgen A, Rojas JC, Rebollar-Téllez EA, Castillo A, Infante F, Mikery O, Marina CF, Ibáñez-Bernal S. 2014. Species composition and seasonal abundance of sandflies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in coffee agroecosystems. Memórias Instituto do Oswaldo Cruz 109: 80-86.
- Pérez-Mutul J, Balam-Tzeek L, Canto-Lara S. 1994. Identificación de protozoarios del género *Leishmania* con sondas biotinadas de kDNA en la Península de Yucatán, México. Revista Biomédica 5(2): 60-69.
- Quintana GM, Fernández MS, Salomón OD. 2012. Distribution and Abundance of Phlebotominae, Vectors of Leishmaniasis, in Argentina: Spatial and Temporal Analysis at Different Scales. Journal of Tropical Medicine Vol. 2012, Article ID 652803, 16 pages. doi:10.1155/2012/652803
- Rebollar-Téllez EA, Ramírez-Fraire A, Andrade-Narvaez FJ. 1996a. A two-year study on vectors of cutaneous leishmaniasis. Evidence for sylvatic transmission cycle in the state of Campeche, Mexico. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz. 91: 555-560.

- Rebollar-Téllez EA, Reyes-Villanueva F, Fernández-Salas I, Andrade-Narvaez FJ, 1996b. Abundance and parity rate of *Lutzomyia cruciata* (Diptera:Psychodidae) in an endemic focus of localized cutaneous leishmaniasis in southern Mexico. *Journal of Medical Entomology* 33:683-685.
- Rebollar-Téllez EA, Manrique-Saide PC, Tun-Ku E, Che-Mendoza A, Dzul-Manzanilla FA. 2004. Further Records Of Phlebotomid Sandflies (Diptera: Phlebotomidae) From Campeche, Mexico *Entomological news* 115(5): 283-291.
- Rebollar-Téllez EA, Tun-Ku E, Manrique-Saide PC, Andrade-Navaez FJ. 2005. Relative abundances of sandfly species (Diptera: Phlebotominae) in two villages in the same area of Campeche, in southern Mexico. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 99:193–201
- Reiter P. 2001. Climate change and mosquito-borne disease. *Environmental Health Perspectives* 109:141-161.
- Roberts DR, His BP. 1979. An index of species abundance for use with mosquito surveillance data. *Environmental Entomology* 8:1007-1013.
- Rodríguez-Rojas JJ, Rebollar-Téllez EA. 2017. Effect of trapping methods on the estimation of alpha diversity of a phlebotomine sandfly assemblage in southern Mexico. *Journal of Medical and Veterinary Entomology* 31(4):329-401doi: 10.1111/mve.12253
- Rosete-Ortíz D, Berzunza-Cruz MS, Salaiza-Suazo NL, Gonzáles C, Treviño- Garza N, Ruiz- Remigio A, Gudiño-Zayas ME, Beltran-Silva S, Romero-Zamora JL, Ugarte-Soto A, Rivas-Sánchez B, Becker I. 2011. Canine leishmaniasis in Mexico: the detection of a new focus of canine leishmaniasis in the state of Guerrero correlates with an increase of human cases. *Boletín Médico Hospital Infantil de México* 68:88-93.
- Rocha da LC, Freitas de RA, y Ramos-Franco MA. 2013. Phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) in urban rainforest fragments, Manaus – Amazonas State, Brazil. *Acta Tropica* 126(2):103–109. <http://doi.org/10.1016/j.actatropica.2013.01.007>

- Romano-Mazzotti L, Carreño MR, Maldonado VR, Gamboa MJD. 2004. Leishmaniasis visceral: Reporte de un caso. Boletín Médico del Hospital Infantil de México 61:341-347.
- Roque AL, Jansen AM. 2014. Wild and synanthropic reservoirs of Leishmania species in the Americas International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 3: 251–262.
- Rutledge LC, Ellenwood DA. 1975. Production of Phlebotomine sand flies on the open forest floor in Panama: The species complement. Environmental Entomology 4(1):71–77.
- Saenz JC. 1999. Movimientos y selección de micro-hábitat de una rata arborícola *Otodylomys phyllotis* (Rodentia: Muridae) en un bosque seco tropical. Brenesia 52:61-64.
- Salomón OD, Rossi GC, Spinelli GR. 2002. Ecological aspects of phlebotomine (Diptera: Psychodidae) in an endemic area of tegumentary leishmaniasis in the northeastern Argentina, 1993-1998. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 97:163-168.
- Salomón OD, Rossi GC, Cousiño B, Spinelli GR, Arias AR, Puerto DGL, Ortiz AJ. 2003. Phlebotominae sand flies in Paraguay. Abundance distribution in the Southeastern region. Memórias Instituto Oswaldo Cruz 98: 185-190.
- Salomón OD, Wilson ML, Munstermann LE, Travi BL. 2004. Spatial and temporal patterns of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) in a cutaneous leishmaniasis focus in Northern Argentina. Journal of Medical Entomology 41:33-39.
- Salomón OD, Mastrángelo AV, Santini MS, Ruvinsky S, Orduna T, Sinagra A, Luna C, Riarte A, Casas N, Amiotti P. 2012. Leishmaniasis visceral: senderos que confluyen, se bifurcan. Salud Colectiva 8(1):S49-S63.
- Sánchez-García L, Berzunza-Cruz M, Becker-Fauser I, Rebollar-Téllez EA. 2010. Sand flies naturally infected by *Leishmania mexicana* in the periurban area of

- Chetumal City, Quintana Roo, Mexico. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene 104: 406-411.
- Sánchez-Tejada G, Rodríguez N, Parra CL, Hernández-Montes O, Barker DC, Monroy-Ostria A. 2001. Cutaneous Leishmaniasis caused by members of *Leishmania braziliensis* complex in Nayarit, state of Mexico. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 46:15-19.
- Seidelin H. 1912. Leishmaniasis and babesiasis in Yucatan. Annals of Tropical Medicine and Parasitology 6:295-299.
- Secretaria de Salud (SESA). 2016. Dirección General de Epidemiología. Casos de Leishmaniasis por fuente de notificación en Estados Unidos Mexicanos del año 1990 al 2016. Disponible en: <http://www.dgepi.salud.gob.mx>
- Secretaria de Salud (SESA). 2008. Dirección General de Epidemiología. 2008. Casos de Leishmaniasis por fuente de notificación en Estados Unidos Mexicanos del año 1990 al 2008. Disponible en <http://www.dgepi.salud.gob.mx>
- Shannon RC. 1926. The occurrence of *Phlebotomus* in Panama. Journal of the Washington Academy of Sciences 16:190-193.
- Shannon, R. 1939. Methods for collecting and feeding mosquitoes in jungle yellow fever. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene 19:131-140.
- Sherlock L. 1962. Sobre algunos *Phlebotomus* e *Brumptomyia* da Colombia (Díptera: Psychodidae). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 60:321-336
- Silva EA, Andreotti R, Honer MR. 2007. Comportamento de *Lutzomyia longipalpis*, vetor principal da leishmaniose visceral americana, em Campo Grande, Estado do Mato Grosso do Sul. Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical 40:420-425.
- Soberón J, Llorente J. 1993. The use of species accumulation functions for the prediction of species richness. Conservation Biology 7:480-488.
- Southwood TRE, Henderson PA. 2000. Ecological Methods. Blackwell Science, Oxford, 575 pp.

- Sosa NA, Vigoder FM, Araki AS, Ward RD, Kyriacou ChP, Peixoto AA. 2004. Analysis of the copulatory courtship songs of *Lutzomyia longipalpis* in six populations from Brazil. *Journal of Medical Entomology* 41(5):906-913.
- Sosa-Ávila EJ, Caro-Lozano J, Zúñiga-Carrasco IR. 2014. Perfil epidemiológico de la leishmaniasis: una enfermedad olvidada en México. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología* 34:31-36.
- Souza CM, Pessanha JE, Barata RA, Monteiro EM, Costa DC, Dias ES. 2004. Study on Phlebotomine sand fly (Diptera: Psychodidae) fauna in Belo Horizonte, State of Minas Gerais, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 99:795-803.
- Sudia W, Chamberlain M. 1962. Battery operated light trap: An improved model. *Mosquito News* 22(2):126-129.
- Taylor LR. 1984. Assessing and interpreting the spatial distributions of insect populations. *Annual Review of Entomology* 29:321-357.
- Taylor LR. 1961. Aggregation, variance and the mean. *Nature* 189:732-735.
- Van Wynsberghe NR, Canto-Lara SB, Damián-Centeno AG, Itzá-Ortiz MF, Andrade-Narváez FJ. 2000. Retention of *Leishmania (Leishmania) mexicana* in naturally infected rodents from the State of Campeche, Mexico. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz* 95:595-600.
- Van Wynsberghe NR, Canto-Lara SB, Sosa-Bibiano EI, Rivero-Cárdenas NA, Andrade-Narváez FJ. 2009. Comparison of small mammal prevalence of *Leishmania (leishmania) mexicana* in five foci of cutaneous leishmaniasis in the state of Campeche, Mexico. *Revista do Instituto de Medicina Tropical São Paulo* 51:87-94.
- Vargas L, Diaz-Najera A. 1953a. Lista de flebótomos mexicanos y su distribución geográfica (Diptera: Psychodidae). *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales* 13(4):309-314.
- Vargas L, Díaz-Nájera A, 1953b. Nuevas especies de flebotomus de México (Diptera, Psychodidae). *Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales* 13(1):41-52.

- Vargas L, Díaz-Nájera A. 1959. *Phlebotomus farilli* n. sp., *Ph. humboldti* n. sp. y *Ph. olmecus* n. sp. de México (Diptera: Psychodidae). Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales 19:141-149.
- Velasco-Castrejón O. 1987. Las leishmaniasis en México. Revista Latinoamericana de Microbiología 29:119-26.
- Velasco-Castrejón O. 1989. Los agentes etiológicos de la leishmaniasis en México. Presencia de *L. braziliensis*. Revista Latinoamericana de Microbiología 31:231-4.
- Vignes-Lebbe R, Gallut C. 2016. CIPA: Computer Aided Identification of Phlebotominae sandflies of Americas (Version 3, Mar 2011). In Species 2000 & ITIS Catalogue of Life September 2016 (Roskov Y, Abucay L, Orrell T, Nicolson D, Kunze T, Flann C, Bailly N, Kirk P, Bourgoin T, De Walt RE, Decock W, De Wever A, (eds). Disponible em www.catalogueoflife.org/col. Species 2000: Naturalis , Leiden the Netherlands. ISSN 2405-8858.
- Wilson, L. T. 1985. Estimating the abundance and impact of arthropod natural enemies in IPM systems. In Biological Control in Agricultural IPM Systems (eds). M. A. Hoy y D. C. Herzog. Academic Press, Inc., Orlando, Florida.
- Williams, P. 1987. Description of *Lutzomyia* (*Coromyia*) *disneyi* n. sp. (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) from Belize, Central America. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 525–529.82.
- Williams P. 1970. On the vertical distribution of Phlebotomine sandflies (Dip., Psychodidae) in British Honduras (Belize). Bulletin of Entomological Research 59:637-646.
- Ximenes MFFM, Silva VPM, Queiroz PVS, Rego MM, Cortez AM, Batista LMM, Medeiros AS, Jeronimia SMB. 2007. Flebotomíneos (Diptera: Psychodidae) e leishmanioses no Rio Grande do Norte, Nordeste do Brasil - Reflexos do Ambiente Antropico. Neotropical Entomology 36:128-137
- Young DG, Perkins PV. 1984. Phlebotomine sand flies of North America (Diptera: Psychodidae). Mosquito News 44:263-285.

- Young DG, Arias JR. 1991. Phlebotomine Sandflies in the Americas. Technical Paper, Pan American Health Organization N° 33.
- Young DG, Arias JR. 1992. Phlebotomine sand flies in the Americas. Pan American Health Organization/WHO. Technical paper 33:1-28
- Young DG, Duncan MA. 1994. Guide to the Identification and Geographic distribution of *Lutzomyia* sand flies in Mexico, the West Indies, Central and South America (Diptera: Psychodidae), American Entomological Institute, Associated Publishers, Gainesville, pp. 1- 419.

RESUMEN BIOGRÁFICO

Biólogo Wilfredo Arque Chunga

Candidato para el grado de:

Doctor en Ciencias con acentuación en Entomología Médica

Tesis:

ANÁLISIS DE LA NIDALIDAD DE INFECCIÓN DE LA LEISHMANIASIS. PARADIGMAS ECO-EPIDEMIOLÓGICOS A DIFERENTES NIVELES ESPACIALES Y TEMPORALES.

Campo de estudio: Entomología Médica

Datos personales: Nacido en el distrito, provincia y departamento de Cusco (Perú), el 22 de mayo de 1975, hijo de la Sra. Eufracia Chunga Paco y del Sr. Modesto Arque Bellido.

Educación: Egresado de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, con el título de Biólogo, 2002.

Experiencia profesional:

- Biólogo especialista en el Área Técnica de Vigilancia de Vectores, Roedores y Ordenamiento del Medio; de la Dirección General de Salud Ambiental (DIGESA), Ministerio de Salud de Perú (MINSA), de enero 2010 a julio 2011. Lima- Perú.
- Biólogo Responsable del proyecto piloto “Impacto del uso adecuado de tanques de almacenamiento de agua potable en la prevención y control del vector del dengue y en la calidad del agua”, Dirección de Saneamiento Básico (DSB) Dirección General de Salud Ambiental (DIGESA), Ministerio de Salud (MINSA); Lima – Perú; Ene 2010 – Agosto 2011.

- Biólogo responsable del Programa de Control vectorial/Entomología y Zoonosis de la Red de Salud Kimbiri - Pichari, 2009. Cusco-Perú.
- Biólogo facilitador del Plan Regional de Saneamiento del Cusco 2008, Dirección Regional de Construcción, Vivienda y Saneamiento del Cusco, Gobierno Regional de Cusco-Perú.
- Biólogo contratado por el Ministerio de Salud Perú, para el programa Servicio Rural y Urbano Marginal de Salud (SERUMS), designado en la Red de Servicios de Salud Kimbiri-Pichari, Centro de Salud Kimbiri. Mayo 2007 a mayo 2008, Cusco-Perú.
- Biólogo responsable de campo del Proyecto Verruga Peruana: “Estudio de entomología de campo biología y ecología de vectores de la Bartonella” y “Coordinador de los estudios de actividad picadora de Lutzomyias”, de febrero 2001 a agosto 2004, en el marco de convenio entre el Ministerio de Salud del Perú, Uniformed Services University of the Health Sciences (USUHS) y U. S. Naval Medical Research Unit No. 6 (NAMRU 06) Lima - Perú.

ANEXO

Anexo 1

Nº	Nombre común	Nombre científico	Familia.	Observaciones.
1	Chechen	<i>Metopium browne</i> (Jacq.) Urb	Anacardiaceae	No registrado para Quinta Roo
2	Jobo	<i>Spondias mombin</i> L	Anacardiaceae	
3	Huevo de gato	<i>Tabernaemontana alba</i> Mill.	Apocynaceae	
4	Voladora	<i>Aspidosperma megalocarp</i> Muell.Arg.	Apocynaceae*	
5	Amapola	<i>Tabebuia rosea</i> (Bertol.) DC.	Bignoniaceae	
6	Chaca o Palo mulato	<i>Bursera simarouba</i> (L.) Sarg	Burseraceae	
7	Copal	<i>Protium copal</i> (Schlench & Cham)	Burseraceae	
8	Papelillo	<i>Bursera instabilis</i> Mc Vaugh & Rzed.	Burseraceae	
9	Pucté	<i>Bucida buceras</i> L.	Combretaceae	
10	Javin	<i>Piscidia piscipula</i> (L.) Sarg.	Fabaceae	
11	Dzalam	<i>Lysiloma latisiliqua</i> (L.) Benth	Leguminosae	
12	Pata de vaca	<i>Bauhinia jenningsii</i> P. Wilson	Leguminosae	
13	Tinto jabali o cuerillo	<i>Haematoxylon campechianum</i> L.	Leguminosae	
14	Uaxim	<i>Leucaena leucocephala</i> (Lam.) de Wit	Leguminosae	
15	Cornezuelo	<i>Acacia cornigera</i> (L.) Willd.	Leguminosae	
16	Corcho	<i>Beaucarnea amelia</i> Lundell	Liliaceae	
17	naranjillo	<i>Trichilia havanensis</i> Jacq.	Meliaceae	
18	Caoba	<i>Swietenia macrophylla</i> King	Meliaceae	
19	Guarumo	<i>Cecropia obtusifolia</i> Bert.	Moraceae	
20	Ramón	<i>Brosimum alicastrum</i> Sw.	Moraceae	
21	Ramoncillo	<i>Trophis mexicana</i> (Liebm.) Bureau	Moraceae	
22	Guayabillo	<i>Psidium sartorianum</i> (Berg) Ndzu	Myrtaceae	
23	Pimienta	<i>Pimienta dioica</i> (L.) Merrill	Myrtaceae	
24	Guano o Palma	<i>Sabal yapa</i> Wright ex Beccari	Arecaceae	
25	Bob	<i>Coccoloba spicata</i> Lundell	Polygonaceae	
26	Ubero	<i>Coccoloba hondurensis</i> Lundell	Polygonaceae*	
27	Tabaquillo	<i>Alseis yucatanensis</i> Standl.	Rubiaceae	
28	verde lucero	<i>Thouinia paucidentata</i> Radlk. in Millsp.	Sapindaceae*	
29	Caimito	<i>Chrysophyllum mexicanum</i> Brandeg ex Standl	Sapotaceae	
30	Caracolillo	<i>Sideroxylon gaumeri</i> Pitter	Sapotaceae	
31	Chicozapote	<i>Manilkara zapota</i> (L.) Van Royen	Sapotaceae	
32	Zapote	<i>Pouteria campechiana</i> (H.B.K.) Baehni	Sapotaceae	
33	Negrito	<i>Simarouba glauca</i> DC.	Simaroubaceae	
34	Guacima	<i>Guazuma ulmifolia</i> Lam.	Sterculiaceae	
35	Ya'axnik	<i>Vitex gaumeri</i> Greenm.	Verbenaceae	